

Aus dem Institut für Parasitologie
der Veterinärmedizinischen Fakultät der Universität Leipzig

**Untersuchungen zur Wirksamkeit
synthetisch-amorpher Kieselsäure gegen den
Glänzendschwarzen Getreideschimmelkäfer
(*Alphitobius diaperinus*)**

Inaugural-Dissertation
zur Erlangung des Grades eines
Doctor medicinae veterinariae (Dr. med. vet.)
durch die Veterinärmedizinische Fakultät
der Universität Leipzig

Eingereicht von
Holger John
aus Freiberg

Leipzig, 2011

Mit Genehmigung der Veterinärmedizinischen Fakultät der Universität Leipzig

Dekan: Prof. Dr. Uwe Truyen

Betreuer: Prof. Dr. Arwid Dauschies

Gutachter: Prof. Dr. Arwid Dauschies
Institut für Parasitologie, Veterinärmedizinische Fakultät,
Universität Leipzig

Prof. Dr. Heinz Mehlhorn
Institut für Zoomorphologie, Zellbiologie und Parasitologie
Heinrich-Heine-Universität Düsseldorf

Tag der Verteidigung: 27.09.2011

Meiner Familie und all denen gewidmet,
die an mich glaubten.

| | | |
|-----------|---|-----------|
| 1 | Einleitung | 1 |
| 2 | Literaturübersicht | 3 |
| 2.1 | SYSTEMATIK UND TAXONOMIE | 3 |
| 2.2 | MORPHOLOGIE | 4 |
| 2.3 | VERBREITUNG | 6 |
| 2.4 | LEBENSWEISE UND VERHALTEN | 7 |
| 2.5 | FORTPFLANZUNG UND ENTWICKLUNG | 10 |
| 2.6 | SCHADWIRKUNG VON <i>ALPHITOBIOUS DIAPERINUS</i> | 12 |
| 2.6.1 | Vektorfunktion für Pathogene | 12 |
| 2.6.1.1 | Viren | 12 |
| 2.6.1.2 | Bakterien | 14 |
| 2.6.1.2.1 | <i>SALMONELLA</i> | 14 |
| 2.6.1.2.2 | <i>CAMPYLOBACTER</i> | 16 |
| 2.6.1.2.3 | <i>ESCHERICHIA COLI</i> | 17 |
| 2.6.1.3 | Parasiten | 18 |
| 2.6.1.3.1 | <i>ZESTODEN</i> | 18 |
| 2.6.1.3.2 | <i>PROTOZOEN</i> | 19 |
| 2.6.2 | Materialschäden | 20 |
| 2.6.3 | Sonstige Schadwirkungen von <i>Alphitobius diaperinus</i> | 22 |
| 2.7 | BEKÄMPFUNG VON <i>A. DIAPERINUS</i> SOWIE MASSNAHMEN ZUR SCHADENSREDUZIERUNG | 26 |
| 2.7.1 | Maßnahmen des Betriebsmanagements und physikalische Bekämpfungsmethode | 26 |
| 2.7.2 | Bauliche Maßnahmen | 28 |
| 2.7.3 | Chemisch-synthetische Insektizide | 30 |
| 2.7.4 | Biologische Bekämpfung | 33 |
| 2.7.5 | Bekämpfung mit Silikaten | 37 |
| 3 | Material und Methoden | 38 |
| 3.1 | TIERE UND TIERHALTUNG | 38 |
| 3.2 | VERSUCHSAUFBAU | 39 |
| 3.2.1 | Dosisfindung | 40 |
| 3.2.2 | Wirksamkeit von <i>INDISPRON®P406</i> unter variierenden Klimabedingungen | 41 |
| 3.2.3 | <i>INDISPRON®P406</i> -Wirkung im Gemisch mit Einstreu | 43 |
| 3.2.4 | <i>INDISPRON®P406</i> -Wirkung in Einstreu bei alimentärer Flüssigkeitszufuhr | 44 |
| 3.2.5 | Kieselsäure-Wirkung auf den Reproduktionserfolg von <i>A. diaperinus</i> | 45 |
| 3.2.6 | Kieselsäure im Einstreugemisch mit Küken zur Imitation der Feldsituation | 46 |
| 3.3 | STATISTISCHE AUSWERTUNG | 48 |

| | | |
|----------|--|------------|
| 4 | Ergebnisse | 49 |
| 4.1 | Dosisfindung | 49 |
| 4.1.1 | <i>Alphitobius</i> -Larven..... | 49 |
| 4.1.2 | <i>Alphitobius</i> -Imagines..... | 50 |
| 4.2 | Wirksamkeit von INDISPRON®P406 unter variierenden Umgebungseinflüssen auf verschiedene Entwicklungsstadien von <i>A. diaperinus</i> | 52 |
| 4.2.1 | Überlebenszeiten bei Variation der Umgebungstemperatur | 52 |
| 4.2.1.1 | ALPHITOBIOUS-IMAGINES..... | 52 |
| 4.2.1.2 | ALPHITOBIOUS-LARVEN..... | 52 |
| 4.2.2 | Überlebenszeiten bei Variation der umgebenden relativen Luftfeuchte..... | 53 |
| 4.2.2.1 | ALPHITOBIOUS-IMAGINES..... | 53 |
| 4.2.2.2 | ALPHITOBIOUS-LARVEN..... | 54 |
| 4.2.3 | Überlebenszeiten unter Berücksichtigung des Entwicklungsstadiums | 54 |
| 4.3 | Wirkung der synthetisch-amorphen Kieselsäureformulierung INDISPRON®P406 in Einstreu gegen <i>Alphitobius diaperinus</i> | 56 |
| 4.3.1 | <i>Alphitobius</i> -Larven..... | 56 |
| 4.3.2 | <i>Alphitobius</i> -Imagines..... | 58 |
| 4.4 | Wirkung der Kieselsäureformulierung INDISPRON®P406 in Einstreu bei alimentärer Flüssigkeitszufuhr | 61 |
| 4.5 | Untersuchungen zur Langzeitwirkung niedrig dosierter Kieselsäurebehandlungen..... | 63 |
| 4.5.1 | Überlebensdauer adulter <i>Alphitobius diaperinus</i> | 63 |
| 4.5.2 | Reproduktion | 64 |
| 4.6 | Wirkung der Kieselsäureformulierung INDISPRON®P406 in Einstreu bei Simulation von Feldbedingungen mit Hühnerküken | 66 |
| 5 | Diskussion | 69 |
| 6 | Zusammenfassung | 88 |
| 7 | Summary | 90 |
| 8 | Literaturverzeichnis | 92 |
| 9 | Anhang | 108 |

Verzeichnis der verwendeten Abkürzungen

| | |
|------------------|---|
| Abb. | Abbildung |
| ca. | zirka |
| cm | Zentimeter |
| d.h. | das heißt |
| DNS | Desoxyribonukleinsäure |
| g | Gramm |
| °C | Grad Celsius |
| FF | Feuchtfutter |
| h | Stunde |
| IB | Infektiöse Bronchitis |
| IBD | Infectious Bursal Disease (Infektiöse Bursitis) |
| kg | Kilogramm |
| KI | Konfidenzintervall |
| KS | Kieselsäure |
| LD ₅₀ | mittlere letale Dosis |
| m ² | Quadratmeter |
| mg | Milligramm |
| ml | Milliliter |
| mm | Millimeter |
| µm | Mikrometer |
| NDV | Newcastle Disease Virus |
| NK | Negativkontrolle |
| PEMS | Poult Enteritis Mortality Syndrome |
| PVC | Polyvinylchlorid |
| rel. | relativ / relative |
| rLF | relative Luftfeuchtigkeit |
| spp. | species pluralis |
| SPF | Specific Pathogen Free |
| TCV | Turkey Coronavirus |
| u.U. | unter Umständen |
| vgl. | vergleiche |

1 Einleitung

Der Glänzendschwarze Getreideschimmelkäfer (*Alphitobius diaperinus*) ist mit Beginn des 21. Jahrhunderts in Mitteleuropa zwar kein erst kürzlich eingewandertes Neozoon mehr, den meisten Menschen jedoch weitgehend unbekannt. Zunächst lediglich als Vorratsschädling von geringer Bedeutung eingestuft (SWATONEK 1970, VAUGHAN et al. 1984), hat er sich mittlerweile in den Geflügelhaltungen der Welt ein neues Refugium erobert und den Status eines ernstzunehmenden Schädlings in vielerlei Hinsicht erreicht (VAUGHAN et al. 1984).

Die gegen *Alphitobius diaperinus* gerichteten Bekämpfungsmaßnahmen sind mannigfaltig und meist auch erfolgreich, werden allerdings durch die Biologie des Käfers erschwert. Hinzu kommt, dass manche Geflügelhaltungssysteme die Käfervorkommen einerseits propagieren und andererseits eine effektive Bekämpfung nahezu unmöglich machen. Zugleich wird vermehrt von sich entwickelnden Insektizidresistenzen berichtet (LAMBKIN und RICE 2006, HAMM et al. 2006), so dass alternative Optionen zur Kontrolle dieses Schädlings hochwillkommen und langfristig vermutlich auch erforderlich sind.

Der Einsatz von Stäuben, darunter auch Silikate, gegen Insekten weist eine lange Historie auf (EBELING 1971). Von den Kieselsäureverbindungen kamen dabei meist solche biogener Herkunft, sogenannte Diatomeenerden, zum Einsatz; hauptsächlich bediente man sich der Stäube im Vorratsschutz. Diese Substanzen sind Überreste fossiler Kieselalgen und bestehen in der Regel sowohl aus amorphen als auch kristallinen Anteilen (KORUNIC 1998). Da letztere bei exponierten Personen für die Entstehung von Staublungenerkrankungen verantwortlich gemacht werden, existierten über lange Zeit Bedenken hinsichtlich ihrer Anwendung. Mit den mittlerweile auf dem Markt befindlichen synthetisch-amorphen Kieselsäuren hoher Reinheit steht eine Stoffgruppe zur Verfügung, die größtmögliche Anwendersicherheit mit großer Effizienz vereinen soll. Neben dem Vorratsschutz stellt auch die Parasitenbekämpfung ein mögliches Einsatzgebiet für synthetisch-amorphe Silikate dar; zur Kontrolle der Roten Vogelmilbe (*Dermanyssus gallinae*) sind bereits Produkte im praktischen Einsatz.

Bezüglich *Alphitobius diaperinus* und seiner Bekämpfung mit Silikaten lagen bisher im Schrifttum nahezu keine Erfahrungen vor. Ziel der im Folgenden dargestellten

Untersuchungen war es daher, erste Daten zur Wirksamkeit von synthetisch-amorphen Kieselsäuren, hier vertreten durch das Produkt INDISPRON® P406, auf den Glänzendschwarzen Getreideschimmelkäfer zu sammeln. Weiterhin sollte der Einfluss verschiedener Umweltfaktoren auf die Wirksamkeit evaluiert werden. Mit der Simulation der Verhältnisse im Geflügelstall war außerdem beabsichtigt, die Praktikabilität des Einsatzes von INDISPRON® P406 abzuschätzen und anhand der erzielten Resultate vorläufige Hinweise zum Einsatz im Feld geben zu können. Basis aller Untersuchungen war zunächst die Etablierung einer Laborzucht von *Alphitobius diaperinus*.

Sollte sich die Stoffgruppe der synthetischen amorphen Kieselsäuren auch in der praktischen Anwendung als erfolgreich erweisen, stünde der Geflügelwirtschaft ein weiteres wertvolles Werkzeug im Kampf gegen den Glänzendschwarze Getreideschimmelkäfer zur Verfügung, zumal der Einsatz klassischer Pestizide zunehmend kritisch gesehen wird und nach Möglichkeit minimiert werden sollte.

2 Literaturübersicht

2.1 SYSTEMATIK UND TAXONOMIE

Der Glänzendschwarze Getreideschimmelkäfer *Alphitobius diaperinus* ist innerhalb der Ordnung Käfer (Coleoptera) ein Vertreter der Familie Schwarzkäfer (Tenebrionidae), die weltweit mehr als 20 000 Arten umfasst. Im angloamerikanischen Sprachgebrauch bezeichnet man die Art aufgrund ihrer Ähnlichkeit und Verwandtschaft zum Mehlkäfer *Tenebrio molitor* auch als „lesser mealworm“, im Französischen als „Petit ténébrion mat“.

Reich: Animalia Linnaeus, 1758

Stamm: Arthropoda Latreille, 1829

Unterstamm: Mandibulata Snodgrass, 1938

Überklasse: Hexapoda

Klasse: Insecta Linnaeus, 1758

Unterklasse: Dicondylia

Teilklasse: Pterygota

Ordnung: Coleoptera Linnaeus, 1758

Unterordnung: Polyphaga Emery, 1886

Teilordnung: Cucujiformia

Überfamilie: Tenebrionoidea

Familie: Tenebrionidae Latreille, 1802

Unterfamilie: Tenebrioninae Latreille, 1802

Gattung: *Alphitobius* Stephens, 1832

Spezies: *Alphitobius diaperinus* (Panzer, 1797)

2.2 MORPHOLOGIE

Ausgewachsene Getreideschimmelkäfer sind schwarzbraun bis tiefschwarz gefärbt und glänzend. Frisch metamorphosierte Exemplare erscheinen zunächst cremefarben und dunkeln dann über einen Zeitraum von bis zu sieben Tagen nach (PREISS und DAVIDSON 1971). Ihre Größe beträgt etwa fünf bis sieben Millimeter, sie sind breitoval in der Aufsicht (Abb. 1). Die Elytren weisen feine Längsrillen (Striae) auf, die gesamte Dorsalfläche des Käfers ist fein gepunktet. Auf der Ventralseite der Adulti herrscht eine dunkelrotbraune Färbung vor. Der Prosternalfortsatz liegt horizontal zwischen den Coxae des ersten Beinpaars (DUNFORD und KAUFMAN 2006). Eine Geschlechtsdifferenzierung am adulten Tier ist anhand der Form zweier Fortsätze an den Tibiae von zweitem und drittem Beinpaar sowie der Form des achten Tergites möglich (BARKE und DAVIS 1967).



Abb.1: *Alphitobius diaperinus*-Imagines im Größenvergleich

Die von *A. diaperinus* abgelegten Eier sind etwa 1,5 mm lang, milchigweiß gefärbt und schmal. Aufgrund ihrer klebrigen Oberfläche sind sie bald nach der Ablage mit Staubpartikeln bedeckt. Aus ihnen schlüpfende Larven weisen einen segmentierten, länglichen und kaudal zugespitzten Körper auf. Während frisch geschlüpfte Individuen milchigweiß gefärbt sind, erscheinen die folgenden Larvenstadien stärker bräunlich. Aufgrund der hellbraunen Färbung an den Grenzen zweier aufeinander folgender

Körpersegmente und einer dunkleren Tönung in deren Zentrum ergibt sich in der dorsalen Ansicht eine deutliche Querstreifung der Tiere (Abb. 2).



Abb. 2: *Alphitobius diaperinus*-Larve (Originalgröße ca. 10-15 mm)

Im Anschluss an eine stattgefundene Reifungshäutung sind die Larven erneut weißlich gefärbt, sie dunkeln jedoch innerhalb des gleichen Tages nach. Der Endstachel des Hinterleibes ist kräftig und von einem ausgedehnten Dornenfeld umgeben (WEIDNER 1993). Kurz vor Beginn der Puppenruhe werden die Larven zunehmend unbeweglich und nehmen eine kompaktere, leicht gekrümmte Körperform an. Die maximale Länge der Larven wird mit bis zu 15 mm angegeben (WEIDNER 1993).



Abb. 3: *A. diaperinus* -Puppe

Mit Eintritt in das Puppenstadium nimmt *Alphitobius diaperinus* erneut ein hell cremefarbenes Erscheinungsbild an (Abb. 3). Die sich entwickelnden Komplexaugen, die Mundwerkzeuge sowie die sich am Hinterende befindenden fortsatzartig ausgezogenen Urogomphi sind dunkel pigmentiert. Die Puppen erreichen eine Länge von etwa 6-8 mm, sind leicht gekrümmt und in der Regel inaktiv. Ihre Abdominalsegmente sind scharf voneinander abgegrenzt. Bei Berührung reagieren sie mit hektischen Bewegungen des Hinterleibes. Dieser weist geschlechtsspezifisch typische Strukturen (Genitalfortsätze) auf, welche eine gute Differenzierung der sich entwickelnden männlichen bzw. weiblichen Käfer ermöglichen (Abb. 4; BARKE und DAVIS 1967).

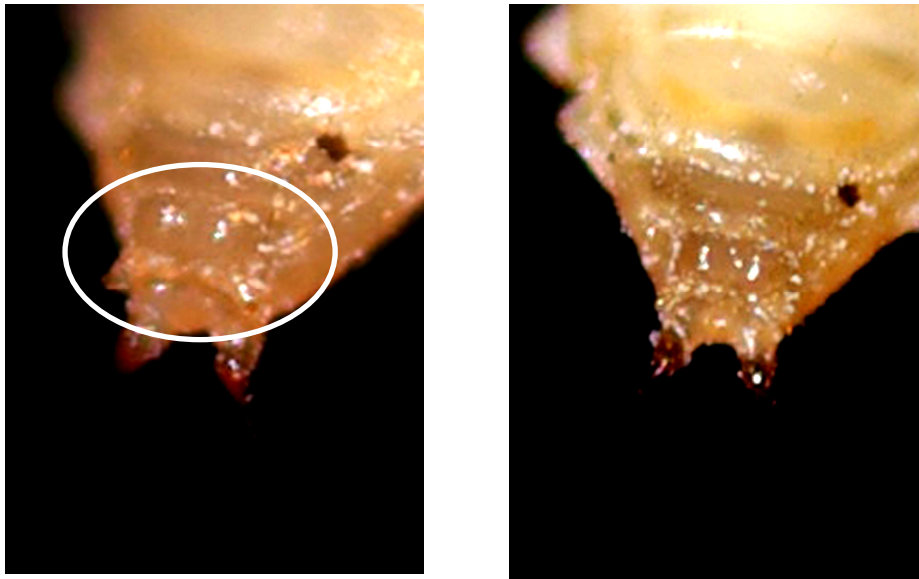


Abb. 4: *Alphitobius diaperinus*-Puppen: Hinterenden mit Genitalfortsätzen; links ♀ mit zitzenähnlichen Strukturen, rechts ♂ ohne derartige Strukturen

2.3 VERBREITUNG

Die Stammheimat des Glänzenschwarzen Getreideschimmelkäfers wird im tropischen Ostafrika vermutet (LAMBKIN 2001). Im vergangenen Jahrhundert hat sich der Käfer jedoch zum Kosmopoliten entwickelt und ist auf allen Kontinenten mit Ausnahme der Antarktis nachgewiesen worden. Eine umfangreiche Übersicht zur globalen Verbreitung findet sich bei CALIBEO (2002). In den gemäßigten Breiten dürfte eine Vermehrung und ein Überwintern im Freiland aufgrund der Klimaansprüche aber unwahrscheinlich sein, so dass *Alphitobius diaperinus* dort in der Regel nur synanthrop zu finden ist (GEISSLER und KÖSTERS 1972). Die sich etwa seit Mitte des vergangenen Jahrhunderts vollziehenden strukturellen Veränderungen der Landwirtschaft hin zur industriellen Produktion, die Intensivierung der Geflügelproduktion mit hohen Tierdichten sowie der globale Handel mit landwirtschaftlichen Erzeugnissen waren sehr förderlich für den nahezu weltweiten Siegeszug dieser Käferspezies. Die Einschleppung in die gemäßigte Klimazone erfolgte wahrscheinlich mit importierten Pressrückständen tropischen Ursprungs wie Kokoskuchen und Erdnusskuchen (PILTZ 1960) oder befallenen Futtermitteln (SWATONEK 1970). Für die weitere Ausbreitung werden kontaminierte Transportkäfige von Geflügelfangkolonnen mitverantwortlich gemacht (GEISSLER und KÖSTERS 1972). Zu Beginn ihres häufigeren Erscheinens in Deutschland

ab etwa 1950 wurde die Spezies teilweise noch nicht als Schädling angesehen, sondern eher als zusätzliche Nahrungsquelle für das Geflügel (GERSDORF 1970).

In tropischen und subtropischen Regionen außerhalb seines angenommenen Ursprungsgebietes trifft man *Alphitobius diaperinus* durchaus in freier Natur an (RATTI 1986, BHATTACHARYYA 1995, MERKL 1998, FATTORINI und LEO 2000), wo er beispielsweise Vogelnester oder Fledermauskolonien besiedelt. Er ernährt sich dabei von organischen Substanzen wie Kot, Schimmelpilzen, Federn oder Tierkadavern (FALOMO 1986, LAMBKIN 2001). In den gemäßigten bzw. kühleren Klimaten ist sein Vorkommen auf Tierhaltungen oder Lagerhaltungen landwirtschaftlicher Produkte beschränkt. In diesen Habitaten entwickelt sich der Glänzendschwarze Getreideschimmelkäfer auch zum Schädling, da er hier exorbitante Populationsdichten erreichen kann. Besonders in Geflügelbeständen zählt die Art zu den am häufigsten nachgewiesenen Arthropodenspezies (LANCASTER et al. 1969, RUEDA und AXTELL 1997). In amerikanischen Geflügelfarmen wurden in den warmen Sommermonaten Populationsdichten von teilweise bis zu 20 000 Individuen pro Quadratmeter Stallfläche beobachtet (ARENDS 1987). Bei massivem Befall ist aufgrund der Käferaktivitäten unter Umständen die Einstreu in Bewegung und bis zu 70 Prozent der Oberfläche des Kotbunkereinhaltes kann mit Käfern bedeckt sein (PREISS and DAVIDSON 1971, GEDEN und HOGSETTE 2001). Weitere Vorkommen wurden auch aus Schweinehaltungen gemeldet (GERSDORF 1970, LE TORC'H 1979, O'CONNOR 1987), wo *Alphitobius diaperinus* die Gülleschwimmschicht besiedelt (LE TORC'H 1979).

2.4 LEBENSWEISE UND VERHALTEN

Ursprünglich in den Tropen beheimatet, erweist sich *Alphitobius diaperinus* als wärme- und feuchtigkeitsliebend (DUNFORD und KAUFMAN 2006). Sehr vorteilhafte Lebensbedingungen findet der Käfer in den Anlagen der modernen Geflügelhaltung, die auch in ansonsten suboptimalen Klimazonen durch ganzjährig beheizte Ställe sowie ein reiches Nahrungsangebot ein hervorragendes Habitat darstellen (CALIBEO 2002). Hier besiedelt der Käfer vor allem die Tiefstreu der Mastgeflügelställe, ein Gemisch aus Einstreumaterial pflanzlicher Herkunft, Exkrementen und Futterresten. Tritt die Spezies in Legebatterien auf, so lebt *A. diaperinus* im Bereich der Kotbunker unter den Käfigen. Im angloamerikanischen Raum sind derartige Legebatterien meist zweietagige Gebäude mit dem Geflügel im oberen

Bereich. Der anfallende Kot gelangt über Gitterroste in die darunter befindlichen Kotbunker und kann sich abhängig von deren Größe über Monate oder gar Jahre akkumulieren, bevor eine vollständige Entmistung stattfindet (DESPINS et al. 1987, AXTELL 1999). In diesen Kotbunkern kann sich durch die über lange Zeit relativ konstanten Lebensbedingungen eine reichhaltige Arthropodenfauna entwickeln, wobei *A. diaperinus* häufig einen bedeutenden Anteil des Artenspektrums ausmacht. In Mastgeflügelställen war er sogar die dominierende Spezies (RUEDA und AXTELL 1997). In Kotbunkern von Legebatterien wird er vor allem in den oberflächlichen Substratbereichen angetroffen; tiefer als 25 cm dringt die Art nicht in den akkumulierten Kot ein (GREEN 1982, STAFFORD et al. 1988). Die höchsten Käferdichten wurden in Substrat mit Feuchtegraden zwischen 20 und 45 % beobachtet (DESPINS et al. 1989).

Hauptaufenthaltssorte in allen Stalltypen sind in erster Linie Bereiche unter den Fütterungs- und Tränkeeinrichtungen, in Mastställen auch an den Außenwänden der Gebäude (SAFRIT und AXTELL 1984, COGAN et al. 1996, LAMBKIN et al. 2007). Diese Ansammlungen ergeben sich allerdings weniger aufgrund eines verbesserten Nahrungsangebotes, sondern vielmehr durch die geschützte Lage. Geflügel hat in diesen Bereichen schlechteren Zugang und sucht diese weniger intensiv auf, so dass derartige Areale attraktiver für *Alphitobius* werden. Bevorzugte Einstreubereiche werden durch horizontale Wanderbewegungen in der Einstreu aktiv aufgesucht (LAMBKIN 2008).

Getreideschimmelkäfer sind Nahrungsopportunisten und fressen nahezu sämtliche verfügbaren organischen Materialien, vor allem Geflügelkot, verschüttete Futterreste, zerbrochene Eier oder auch verendete Vögel. In Vorratslagern wird verdorbenes und dumpfiges Getreide befallen (GEISSLER und KÖSTERS 1972). Die gelegentlich beobachtete räuberische Lebensweise des Käfers erstreckt sich beispielsweise auf Eier und Larven der Stubenfliege *Musca domestica* (DESPINS et al. 1988) und des in Legebatterien syntop vorkommenden Stutzkäfers *Carcinops pumilio* (WATSON et al. 2001) sowie verschiedene Vorratsschädlinge (DASS et al. 1984). KOZLOV (1970) erwähnt prädatorisches Verhalten gegenüber *Dermanyssus gallinae* und auch von Übergriffen auf lebendes, jedoch moribundes Geflügel wird berichtet (HARDING und BISSELL 1958). Unter Umständen können Käferlarven eine Gefahr für sehr junge Küken darstellen (KUMAR 1986). Bei Nahrungsmangel oder hoher Individuendichte kann auch Kannibalismus beobachtet werden (CALIBEO 2002). Die mittlere Lebensdauer der Adulti unter Laborbedingungen kann mit

mehr als 400 Tagen angenommen werden, wobei Einzeltiere in Ausnahmefällen mehr als 700 Tage vital waren (PREISS und DAVIDSON 1971). Auch WILSON und MINER (1969) beziffern das erreichbare Alter mit mehr als einem Jahr.

Hinsichtlich der Flugfähigkeit von *A. diaperinus* besteht in der Literatur kein Konsens. SAVAGE (1992) geht von Flugleistungen von bis zu einer Meile pro Nacht aus, wobei unklar bleibt, wie die Daten erhoben wurden. Auch AXTELL (1999) bescheinigt der Art Flugvermögen. KAUFMAN und Mitarbeiter (2005) sowie CALIBEO-HAYES et al. (2005), die Untersuchungen bezüglich des Wiederauftretens von adulten Getreideschimmelkäfern nach Unterpflügen befallenen Geflügelmistes anstellten, konnten mittels spezieller Fallen selektiv fliegende Imagines nachweisen. Laut SWATONEK (1970) hingegen fliegen die Tiere trotz gut ausgebildeter Flügel nicht. Die Flugaktivität auslösenden Mechanismen sind nicht bekannt (CALIBEO 2002). Während der eigenen Untersuchungen konnte zu keinem Zeitpunkt ein Flugverhalten bei Glänzenschwarzen Getreideschimmelkäfern beobachtet werden. Hin und wieder jedoch versuchen in Rückenlage befindliche Käfer, sich durch plötzliches ruckartiges Öffnen der Flügeldecken und kurze Entfaltung ihrer Flügel wieder in die physiologische Haltung zu manövrieren. BROENING (persönliche Mitteilung 2010) beobachtete, zumindest bei einzelnen Individuen, gelegentlich Flugversuche.

Widersprüchlich sind auch die Angaben zum Verhalten des Käfers gegenüber Lichtreizen. Während AXTELL (1999) Massenansammlung von Imagines an künstlichen Lichtquellen beschreibt, nachdem infestierter Dung in deren Nähe ausgebracht worden war, attestieren andere Autoren der Art eine eher negative Phototaxis (SWATONEK 1970). ARENDS (1987) wiederum erwähnt eine Abschreckung von *Alphitobius* durch grelles Licht einerseits und eine Lockwirkung durch Dämmerlicht andererseits. HOFMANN und GROSSE (1987) registrierten bei ihren Untersuchungen lokomotorische Aktivitätsmaxima besonders nach Einbruch der Dunkelheit. Nach Beleuchtungsbeginn einsetzende Aktivitäten, gefolgt von längeren Phasen der Ruhe, sind wesentlich geringer ausgeprägt und werden primär als Fluchtverhalten interpretiert. Insgesamt ist *Alphitobius diaperinus* als nachtaktives Insekt anzusehen. Eigene Beobachtungen bestätigen die Lichtscheu von *A. diaperinus*. Diese Eigenschaft wurde auch gezielt bei anfallenden Sortierarbeiten und bei der Aufreinigung von Getreideschimmelkäfern aus dem Brutsubstrat eingesetzt.

2.5 FORTPFLANZUNG UND ENTWICKLUNG

Die Entwicklung des Glänzendschwarzen Getreideschimmelkäfers erfolgt als vollständige Metamorphose, d.h. aus abgelegten Eiern schlüpfen Larven, diese entwickeln sich weiter zur Puppe und aus jener schlüpft das erwachsene Insekt (Imago). Im Durchschnitt etwa zehn bis vierzehn Tage nach dem Schlupf der Adultkäfer werden von diesen die ersten Eier abgelegt; einige Käfer beginnen schon nach vier Tagen mit der Fortpflanzung. Weibchen können während ihres gesamten Lebens fruchtbare Eier produzieren (LANCASTER und SIMCO 1969, PREISS und DAVIDSON 1971). Die Oviposition kann bereits einen Tag nach erfolgreicher Kopulation erfolgen (SWATONEK 1970).

Je Weibchen werden in Abhängigkeit von dessen Alter und der Umgebungstemperatur im Schnitt zwei bis acht Eier täglich abgelegt (BARKE und DAVIS 1967, WILSON und MINER 1969, RUEDA und AXTELL 1996). Die Eiablage erfolgt zeitlich in Schüben zu 14-20 Stück, wobei die Eier mittels einer Legeröhre einzeln im Brutsubstrat deponiert werden (SWATONEK 1970). Die Entwicklungszeit bis zum Schlupf der Larven wird in hohem Maße von der Umgebungstemperatur beeinflusst und kann zwischen etwa drei Tagen bei 35 °C und mehr als 13 Tagen bei 20 °C variieren (RUEDA und AXTELL 1996). Die Entwicklung der Eier erfolgt bei Temperaturen von 17 °C und darunter nicht mehr (SWATONEK 1970, RUEDA und AXTELL 1996).

Die Anzahl der von *Alphitobius diaperinus* während der Individualentwicklung durchlaufenen Larvenstadien scheint temperaturabhängig zu sein. Während WILSON und MINER (1969) bei Temperaturen von 15,5 °C elf Larvenstadien beobachteten, traten bei 27 °C nur acht Larvenstadien auf (FRANCISCO und PRADO 2001). Andere Autoren nennen auch sechs Stadien (DUNFORD und KAUFMAN 2006). Die Nummer des Stadiums lässt sich anhand der Messung der Kopfkapselbreite ermitteln (SWATONEK 1970, FRANCISCO und PRADO 2001). Die kürzesten Entwicklungszeiten für Larven wurden mit knapp 22 Tagen bei 35 °C beobachtet (RUEDA und AXTELL 1996). Noch höhere Temperaturen (38 °C) verlängern die Entwicklung. Die Larven sind während ihrer Entwicklung sehr bewegungsaktiv.

Kurz vor Abschluss der Larvalentwicklung suchen die Jugendstadien des Getreideschimmelkäfers geschützte Refugien auf, um sich zu verpuppen. Hierzu bohren sich

die Larven meist in geeignete Materialien hinein und legen eine Puppenwiege an. Gleichzeitig werden sie unbeweglicher und treten einige Tage vor ihrer letzten Häutung in einen Ruhezustand ein (WILSON und MINER 1969). Als Verpuppungsplätze dienen beispielsweise verklumpte Einstreu (GEISSLER und KÖSTERS 1972) oder der Erdboden darunter (CALIBEO 2002), in besonderem Maße allerdings auch die in den Stallgebäuden verbauten Dämmmaterialien an Wänden und Decke (VAUGHAN et al. 1984). In Abhängigkeit von den im Brutsubstrat herrschenden Bedingungen kann es zu regelrechten Wanderbewegungen der Larven kommen, um für die Verpuppung geeignete Areale zu erreichen.

Großen Einfluss auf das Wanderverhalten der Larven nehmen die Individuendichte sowie das Vorhandensein von Erdboden unter der Geflügeleinstreu. Fehlender Erdboden ebenso wie ansteigende Larvendichten führen zu signifikant stärkerer Wanderneigung und Einbohren in Dämmmaterial (GEDEN und AXTELL 1987). Gleichzeitig steigt die Mortalität der nichtwandernden Larven unter diesen Bedingungen an, was wahrscheinlich auf Kannibalismus von noch aktiven Larven an bereits verpuppten Individuen zurückzuführen ist. VAUGHAN et al. (1984) schlussfolgern daher, dass die Wanderung der letzten Larvenstadien ein Schutzmechanismus gegenüber Kannibalismus ist.

Neben den genannten Faktoren fördert auch eine hohe Substratfeuchtigkeit die Auswanderung der Insekten (DESPINS 1989). Feuchtigkeitsgehalte von 50 % und mehr stimulieren besonders die Larven, ihr bisheriges Habitat zu verlassen. Steigt der Wassergehalt im Substrat auf über 60 %, so entsteht DESPINS und Mitarbeitern (1987) zufolge ein auch für den Käfer insgesamt ungeeignetes Milieu. Die intensivsten Kletteraktivitäten der Larven erfolgen vor allem bei Nacht, in etwas geringerem Maße auch in der Abend- und Morgendämmerung (GEDEN und AXTELL 1987).

Im Anschluss an die Verpuppung erfolgt die Metamorphose zum Vollinsekt, deren Dauer wie schon die Larvalentwicklung stark von den herrschenden Umgebungstemperaturen beeinflusst wird. RUEDA und AXTELL (1996) ermittelten bei 20 °C Entwicklungszeiten von im Median etwa 17 Tagen; bei optimalen Temperaturen von 35 °C waren dafür lediglich 4 Tage erforderlich. Die kürzeste Gesamtentwicklungszeit, gemessen von der Eiablage bis zum Schlupf der nächsten Käfergeneration, wurde bei 35 °C mit etwas unter 29 Tagen bestimmt. Wenige Tage später können die Imagines einen neuen Reproduktionszyklus beginnen.

2.6 SCHADWIRKUNG VON *ALPHITOBIOUS DIAPERINUS*

2.6.1 Vektorfunktion für Pathogene

2.6.1.1 Viren

Schon seit vielen Jahrzehnten steht *Alphitobius diaperinus* im Verdacht, bei der Übertragung von Viruskrankheiten in Geflügelbeständen eine Rolle zu spielen. Die Vermutung, der Käfer könnte an der Entstehung der akuten Form der Marekschen Krankheit (Geflügelleukose) beteiligt sein, wurde von EIDSON et al. (1966) bereits früh in Infektionsversuchen untermauert. Ihnen gelang durch orale und intraperitoneale Verabreichung von *Alphitobius*-Homogenaten aus leukosebefallenen Geflügelställen bei einem hohen Anteil der inokulierten Küken die Krankheitsauslösung. Ob der Getreideschimmelkäfer das zum damaligen Zeitpunkt noch unbekannte infektiöse Agens als biologischer oder rein mechanischer Vektor verbreitet, wird aus diesen Untersuchungen nicht klar. Die Autoren stellten allerdings fest, dass eine externe Desinfektion von *A. diaperinus* mit Quecksilber-(II)-chlorid dessen Infektiosität nicht zu reduzieren vermochte. Sie folgerten daraus eine Erregerübertragung im Insekteninneren.

Zusammenhänge zwischen *A. diaperinus* und dem Virus der Infektiösen Bursitis der Hühner (IBDV) konnten McALLISTER et al. (1995) nachweisen. Anhand von Bioassays an Bruteiern zeigten sie, dass das Virus im Inneren der Käfer über einen Zeitraum von mindestens 14 Tagen infektiös zu bleiben vermochte, in Larven jedoch lediglich einen Tag lang nachweisbar war. Dies deutet, zusätzlich zu einer potentiellen mechanischen Verschleppung des Virus, auf eine Reservoirfunktion des Käfers hin. Die Übertragung des IBDV über die übliche Serviceperiode in Geflügelställen hinweg ist daher möglich, so dass nach Ansicht der Autoren in betroffenen Geflügelbetrieben bei der IBD-Bekämpfung Desinfektionsmaßnahmen mit konsequenter Schädlingsbekämpfung einher gehen müssen, sollen sie zielführend sein. GOODWIN und WALTMAN (1996), die aus Geflügelhaltungsbetrieben Getreideschimmelkäfer gewannen, homogenisierten und oral an SPF-Küken verabreichten, konnten auf diese Weise bei mehr als 70 % der Farmen das IBD-Virus übertragen. Sie schätzen *Alphitobius diaperinus* daher als potentiellen Vektor für diese sowie andere Geflügelkrankheiten und als ernstzunehmendes Hygienierisiko ein.

Auch putenpathogene Viren sind hinsichtlich ihrer Übertragbarkeit mittels des Getreideschimmelkäfers untersucht worden. DESPINS et al. (1994) induzierten

Enteritis-symptomatik, Wachstumsdepression und erhöhte Mortalität in Folge einer Verfütterung von *Alphitobius*-Larven, die zuvor mit Rotavirus-haltigen Putenfaeces ernährt worden waren. Die Autoren treffen allerdings keine Aussage darüber, wie lange Rotaviren in den Insekten überlebensfähig sind und ob infektiöses Virus deren Metamorphose überdauert.

Für ein gering pathogenes Geflügelpockenvirus sowie ein hochpathogenes Virus der Newcastle Disease (ND) wurden Daten von DE LAS CASAS et al. (1976) erhoben. Ihren Ergebnissen zufolge hält sich das Pockenvirus im Getreideschimmelkäfer über bis zu sechs Tage, mit dessen Exkrementen wird es über 2 Tage in nennenswerter Menge ausgeschieden. Eine Kontaminierung von pockenvirusfreiem Medium mittels infizierten Käfern gelang den Autoren ohne Weiteres, wobei das Virus auch im Medium über sechs Tage nachzuweisen war. Im Käfer findet allerdings ihren Untersuchungen zufolge keine Virusvermehrung statt. Eine artifizielle Infektion der Insekten mit NDV-kontaminierter Einstreu oder Geflügelfutter scheiterte. Lediglich nach Aufnahme sehr hoher Virusdosen durch die Verfütterung von NDV-positiven Chorioallantoismembranen erfolgte ein Virusnachweis.

Mit aus Geflügelbeständen gewonnenen Getreideschimmelkäfern gelang GOODWIN und WALTMAN (1996) die erfolgreiche Übertragung von Reovirusantigen auf empfängliches Geflügel, so dass dieses serokonvertierte. Schon mehr als 20 Jahre zuvor hatten DE LAS CASAS et al. (1973) bei detaillierteren Untersuchungen für das Reovirus 24 Überlebenszeiten in *A. diaperinus* von mindestens 9 Tagen ermitteln können, allerdings nach Aufnahme sehr großer Virusmengen. Im Insekt soll keine Virusreplikation stattfinden; der Übergang des Reovirus von der Käferlarve zum Imago im Zuge der Metamorphose ließ sich, wenngleich in äußerst geringen Mengen, jedoch zeigen. Zusammenfassend kommen DE LAS CASAS et al. (1973) zum Schluss, dass der Glänzendschwarze Getreideschimmelkäfer zwar durchaus Reoviren aufnehmen und wieder in seiner Umgebung verbreiten kann, dies unter Praxisbedingungen aber nicht ausreicht, um eine wahrscheinliche Infektionsquelle für empfängliches Geflügel darzustellen.

Die Bedeutung des Getreideschimmelkäfers für die Verbreitung der Infektiösen Bronchitis des Huhnes (IB) erachten STUKE und KALETA (1970) als vernachlässigbar. Über fluoreszenzmikroskopische Untersuchungen und die Eikultur gelang ihnen die Reisolierung des krankheitsauslösenden Virus aus infizierten Käfern maximal 4 Stunden nach deren Infektion. Der Getreideschimmelkäfer ist zwar in der Lage, das IB-Virus für sehr kurze Zeit

in sich zu tragen und innerhalb dieser Zeitspanne eventuell auch weiterzugeben, doch dürfte die Bedeutung dieser Möglichkeit angesichts der *per se* hohen Kontagiosität der Infektiösen Bronchitis in den Hintergrund treten.

Ein geringes Vektorpotential für das Putencoronavirus (TCV), sehen WATSON et al. (2000) im Imago des Glänzendschwarzen Getreideschimmelkäfers. Objekt ihrer Untersuchungen war der TCV-Stamm NC95 sowie Coronavirus, welches bei einem Ausbruch des *poult enteritis mortality syndrome* (PEMS) gewonnen wurde. Die Ätiologie des PEMS ist bisher nicht vollständig geklärt, doch wird eine Beteiligung von TCV an der vermutlich multifaktoriellen Erkrankung diskutiert. Die Autoren verfütterten Virus beider Herkünfte an Getreideschimmelkäfer und diese nach 24 Stunden wiederum an Putenküken, was zu reduzierten Gewichtszunahmen im Vergleich zu Kontrolltieren führte. Material aus dem PEMS-Ausbruch führte zusätzlich zu 50 % Mortalität unter den inokulierten Küken; überlebende Tiere bildeten zu 100 % Antikörper gegen TCV. Durch äußerliche Desinfektion der Insekten gelang es aber, die Infektiosität von TCV stark zu reduzieren.

2.6.1.2 Bakterien

2.6.1.2.1 *SALMONELLA*

Resultierend aus der hygienischen Bedeutung von Salmonellen in der Geflügelproduktion sowie der engen Bindung von *Alphitobius diaperinus* an diesen Tierhaltungszweig wurden schon früh Fragen zur Beziehung zwischen Käfer und Bakterium aufgeworfen.

GEISSLER und KÖSTERS (1972) konnten bis zum 15.Tag nach alimentärer Infektion von *Alphitobius*-Stadien mit *Salmonella thompson* die Ausscheidung des Keimes durch die Insekten registrieren. Käfer, die sich aus infizierten Larven entwickelt hatten, waren sämtlich positiv. Ähnlich stark, in diesem Fall mit *Salmonella typhimurium*, kontaminierte Getreideschimmelkäfer schieden die Keime teilweise bis zu 28 Tage aus (McALLISTER et al. 1994). Daraus folgernd wird von den Autoren die Reinfektion eines Mastbestandes mit Salmonellen bei einer Serviceperiode von lediglich einer Woche und fehlender Entwesung als durchaus möglich erachtet. Nach Fütterung von Hühnerküken mit nur einem einzigen mit Salmonellen infizierten Käfer oder einer Larve erwiesen sich nach 48 Stunden 100 % sowie 90 % der Küken bei Kloakentupferproben als *S. typhimurium*-positiv. Die Ergebnisse von

GEISSLER und KÖSTERS (1972) ließen sich auch auf andere *Salmonella*-Serovare übertragen und belegen die Ansicht, dass der Glänzendschwarze Getreideschimmelkäfer als Reservoir für Salmonellen zu fungieren vermag. Das Risiko der Salmonellenübertragung dürfte sich vor dem Hintergrund der unter Feldbedingungen permanent möglichen Salmonellenaufnahme durch die Insekten noch potenzieren. Die Beherbergung von Salmonellen im Verdauungstrakt des Insekts demonstrierten CRIPPEN und Mitarbeiter (2009).

Spezifisch pathogenfreie Eintagsküken können nach Aufnahme salmonelleninfizierter *Alphitobius*-Larven ihre Umgebung für sechs Wochen mit Salmonellen kontaminieren (ROCHE et al. 2009). Drei Wochen nach Aufnahme der Insekten sind die Zäka von bis zu einem Drittel dieser Küken mit den Keimen kolonisiert, was einer längerfristigen Ausscheidung und Infektion weiterer bis dato uninfizierter Artgenossen Vorschub leistet. Der Keimtransfer über Käferlarven erfolgt effektiver als über Käfer (LEFFER et al. 2010) und führt nach sechs Wochen zu signifikant mehr infizierten Artgenossen (27 %) als jener über Imagines (4 %) (ROCHE et al. 2009). Die Kolonisierung des Verdauungstraktes mit Salmonellen erfolgt nach Aufnahme der Insekten bei einem hohen Anteil der Küken, im weiteren Verlauf nimmt die Prävalenz jedoch ab (HAZELEGER et al. 2008). Voraussetzung für hohe Prävalenzraten scheint die Aufnahme frisch infizierter *Alphitobius* zu sein; falls zwischen Infektion der Insekten und deren Aufnahme durch das Geflügel eine Woche liegt, sinkt der Anteil salmonellenkolonisierter Vögel deutlich ab.

In dänischen Feldstudien (SKOV et al. 2004) gelang es, identische *S. indiana*-Isolate in einem infizierten Geflügelbestand, den darin zeitgleich vorkommenden Käfern, aus während der folgenden Serviceperiode dort gesammelten Käfern sowie im sich daran anschließend gemästeten Geflügel nachzuweisen. Obwohl es sich bei den untersuchten Insekten nicht ausschließlich um *Alphitobius diaperinus* handelte, liegt die Annahme sehr nahe, dass die Übertragung von Salmonellen zwischen zwei aufeinander folgenden Mastdurchgängen durch geflügelhaltungsassoziierte Coleopteren prinzipiell möglich ist.

Zu einem anderen Schluss kommen hingegen DAVIES und WRAY (1995). Sie setzten Getreideschimmelkäfer experimentell einem Infektionsdruck durch Salmonellen aus, der mit 10^3 bis 10^4 Keimen pro Gramm Substrat ihrer Einschätzung zufolge der maximalen Belastung in Ställen mit infiziertem Geflügel entspricht. Nach sechstägigem Kontakt zu kontaminiertem

Substrat konnten während dieser Zeit und nach Expositionsende weder von der Insektenoberfläche noch aus mazerierten Käfern Salmonellen rekultiviert werden. Auch gelang kein Keimnachweis aus Getreideschimmelkäfern zweier stark salmonelleninfizierter Geflügelbetriebe. Die Autoren erachten *Alphitobius* demzufolge als relativ unempfindlich gegenüber einer Kolonisation mit Salmonellen.

Daten hinsichtlich des Spektrums der von Getreideschimmelkäfern im Feld isolierten *Salmonella*-Spezies und -Serovare lieferten HAREIN et al. (1970). Aus 2,2 % der von ihnen untersuchten *Alphitobius*-Imagines ließen sich Salmonellen isolieren, wobei fünf verschiedene Serovare auftraten: *S. heidelberg*, *S. worthington*, *S. saint paul*, *S. typhimurium* var. *copenhagen* und *S. chester*. Jeder einzelne davon gilt als pathogen für Mensch oder Tier. Unter Laborbedingungen gelang es, den horizontalen Transfer von Antibiotikaresistenzgenen zwischen Salmonellen und *Escherichia coli* im Verdauungstrakt des Glänzendschwarzen Getreideschimmelkäfers nachzuvollziehen (POOLE und CRIPPEN 2009).

2.6.1.2.2 *CAMPYLOBACTER*

Da aus Feldstudien bekannt ist, dass *A. diaperinus* neben Salmonellen u.a. auch Träger von *Campylobacter* spp. sein kann (JACOBS-REITSMA 1995), überprüften STROTHER et al. (2005) experimentell seine Reservoirreignung für diese human- und geflügelpathogenen Bakterien. Hierbei zeigten sich Unterschiede hinsichtlich des untersuchten Entwicklungsstadiums. Während Larven den lebensfähigen Keim auf ihrer Körperoberfläche bis zu 12 Stunden und in ihrem Inneren bis zu 72 Stunden nach Exposition beherbergten, konnte sich *Campylobacter jejuni* in adulten Käfern weniger als einen Tag halten. TEMPLETON et al. (2006) konnten diese Ergebnisse in ähnlichen Versuchen weitgehend untermauern. *Alphitobius*-Larven dürfte demnach in stärkerem Maße eine Vektorfunktion zukommen als adulten Käfern.

Die Ausscheidung lebensfähiger Keime bis zu 12 Stunden nach Aufnahme durch Larven ist dokumentiert (STROTHER 2005). Eine protrahierte Ausscheidung, wie für Salmonellen beschrieben (McALLISTER et al. 1994), wurde nicht beobachtet. Wurden Küken mit je einem frisch infizierten Käfer oder einer Larve gefüttert, konnten bei 90 % der Küken innerhalb von 19 Tagen ihrerseits eine *Campylobacter*-Infektion nachgewiesen werden. Die

Aufnahme von 10 Insekten führte zu einer Infektionsrate von 100 %. Diese Daten legen den Schluss nahe, dass *A. diaperinus* während eines Mastdurchganges zwar zur rascheren horizontalen Verbreitung von *Campylobacter* in einem schon infizierten Bestand beitragen kann, die schlechte Überlebensfähigkeit im Insekt eine Verschleppung über die Serviceperiode hinaus jedoch unwahrscheinlich macht.

Feldstudien (SKOV et al. 2004) kamen zu ähnlichen Ergebnissen. Zwar wurden in einem Drittel der untersuchten *Campylobacter*-positiven Mastgeflügelherden infizierte Käfer gefunden, dies jedoch nur während des laufenden Mastdurchganges. In der sich anschließenden Serviceperiode ließ sich in keiner der untersuchten Käferproben *Campylobacter* nachweisen. Dies deckt sich mit Ergebnissen, die zwar Übereinstimmungen hinsichtlich der isolierten Serotypen aus Käfern und Geflügel einer befallenen Herde fanden, jedoch nicht in Bezug auf *Campylobacter*-Befall in folgenden Mastdurchgängen (JACOBS-REITSMA 1995). Im Gegensatz zu *Salmonella* steigt die Prävalenz von *Campylobacter* in Geflügelgruppen, welche infizierte Getreideschimmelkäfer aufnehmen konnten, mit der Zeit an (HAZELEGER et al. 2008).

2.6.1.2.3 *ESCHERICHIA COLI*

Das gramnegative Bakterium *Escherichia coli* kann von Getreideschimmelkäfern beherbergt und übertragen werden. So isolierten HAREIN et al. (1970) aus fünf Geflügelfarmen 26 Serotypen, welche für Geflügel, andere Nutztiere sowie den Menschen pathogen sind. Weitere 22 nicht pathogene *E. coli*-Serotypen wurden zusätzlich gefunden. McALLISTER und Mitarbeiter (1996) zeigten, dass diese Bakterienspezies nach Aufnahme durch die Käfer bis zu sechs Tage lang von Larven und bis zu 10 Tage von Imagines wieder ausgeschieden werden kann. Fünf Tage nach Aufnahme der Keime gaben noch 50 % aller Imagines *E. coli* mit dem Kot wieder ab. Die Autoren schlussfolgern daraus die Möglichkeit, dass dieser Keim via *Alphitobius diaperinus* über die Serviceperiode hinaus von einem Geflügelhaltungsdurchgang zum nächsten übertragen werden kann.

Werden infizierte *Alphitobius*-Stadien von Hühnerküken gefressen, sind vier Fünftel der Vögel nach 48 Stunden mit den Keimen kolonisiert, wobei bereits fünf Larven für diesen Effekt ausreichend sind. Larven scheinen *E. coli* darüber hinaus tendenziell besser zu

übertragen als Imagines (McALLISTER et al. 1996); eine Weitergabe der Keime ins nächste Entwicklungsstadium konnte jedoch im Gegensatz zu den Verhältnissen bei Salmonellen (McALLISTER et al. 1994) nicht gezeigt werden.

Neben den bereits genannten Bakterien konnten von Getreideschimmelkäfern zahlreiche weitere Keime isoliert werden, beispielsweise *Staphylococcus aureus*, Streptokokken, Clostridien, Hefen und *Aspergillus* (GOODWIN und WALTMAN 1996). In der Literatur existieren bezüglich der Assoziation dieser Keime zu *Alphitobius diaperinus* jedoch kaum weiterführende Untersuchungen, sowohl hinsichtlich Nachweishäufigkeit als auch Relevanz, so dass an dieser Stelle nicht weiter auf sie eingegangen werden soll.

2.6.1.3 Parasiten

2.6.1.2.3.1 ZESTODEN

Bei Einschätzungen zum Vektorpotential für Geflügelpathogene wird *A. diaperinus* häufig als Zwischenwirt von Bandwürmern angeführt. Zur tatsächlichen Bedeutung des Käfers liegen jedoch in der Literatur keine einheitlichen Angaben vor. ENIGK (1959) listet in einer sehr ausführlichen Aufstellung zu den Zwischenwirten dreier Hühnerzestoden auch *A. diaperinus* als Überträger von *Railletina cesticillus* auf. GOGOI und CHAUDHURI (1982) identifizierten den Käfer als Zwischenwirt für den Bandwurm *Hymenolepis minutissima*. ELOWNI und ELBIHARI (1979) gelang es, aus durchschnittlich etwa 14 % von im Sudan gesammelten adulten *A. diaperinus* Zystizerkoide des Zestoden *Choanotaenia infundibulum* zu isolieren. Die untersuchten Insekten stammten aus zwei Geflügelfarmen mit hohen Bandwurmprävalenzen für diese Spezies sowie für *R. tetragona*. Bis zu 69 Zystizerkoide wurden pro Imago gefunden, bei einer mittleren Parasitenlast von 8,83-9,54 je infiziertem Käfer. Käferlarven waren ebenfalls parasitiert, jedoch zu lediglich 0,75 %. Anschließend durchgeführte experimentelle Infektionsversuche mit insgesamt fünf Bandwurmspezies der Gattungen *Railletina*, *Hymenolepis*, *Cotugnia* sowie *Choanotaenia* an zystizerkoidfrei aufgezogenen Getreideschimmelkäfern resultierten lediglich im Falle von *C. infundibulum* im erfolgreichen Angehen der Infektion.

AVINCINI und UETA (1990) untersuchten dungbesiedelnde Arthropoden aus einem Legehennenbestand mit Käfighaltung in Südbrasilien. In den dabei sezierten *A. diaperinus*

konnten aber keinerlei Zystizerkoide nachgewiesen werden, während ebenfalls überprüfte *Dermestes ater* bei monatlichen Untersuchungen über einen Zeitraum von einem Jahr stets zu mehr als 40 % mit Zystizerkoiden infiziert waren. Die Gesamtzahl der innerhalb dieser Studie untersuchten Getreideschimmelkäfer stand mit etwa 70 Exemplaren jedoch weit hinter den mehr als 1450 *Dermestes ater* zurück, weshalb die Resultate sicherlich differenziert betrachtet werden müssen.

Da in der modernen Geflügelproduktion bei ganzjähriger Stallhaltung der Kontakt zu vielen potentiellen Zestodenzwischenwirten weitgehend reduziert oder ausgeschlossen wird, tritt der Befall mit Bandwürmern wirtschaftlich mittlerweile in den Hintergrund. Ein gehäuftes Auftreten von *A. diaperinus* in Stallungen kann im Umkehrschluss jedoch zum Wiederaufleben von Zestodeninfektionen führen, worauf unter anderem LÖHREN und WOHLGEMUTH (1991) hinweisen.

2.6.1.3.2 PROTOZOEN

Aufgrund der Tatsache, dass *A. diaperinus* für eine Vielzahl von Bakterien, Viren und auch Helminthen als Vektor fungieren kann, der Käfer bevorzugt in Geflügelhaltungen vorkommt und eine Reihe von Einzellern zu wirtschaftlich bedeutenden Geflügelpathogenen zählen, stellte die Frage nach dem Vektorpotential für Protozoen eine logische Konsequenz und den Ausgangspunkt diverser Untersuchungen dar.

Hinsichtlich des Parasiten *Histomonas meleagridis* scheint die Vektorkompetenz des Glänzendschwarzen Getreideschimmelkäfers von untergeordneter Bedeutung zu sein (HUBER et al. 2007). Zwar gelang in Einzelfällen der Nachweis von Parasiten-DNS aus *Alphitobius*-Larven, welche aus Geflügelbeständen mit aktuellen Histomoniasisausbrüchen stammten. Für Bestände, die zu einem früheren Zeitpunkt mit *Histomonas*-Problemen konfrontiert waren, schlug die Isolierung allerdings fehl. In keinem einzigen Fall waren adulte *A. diaperinus* *Histomonas*-positiv, was die Autoren den verschiedenen Nahrungspräferenzen der Entwicklungsstadien zuschreiben. Von einem Überdauern der Histomonaden im Insekteninneren kann ausgegangen werden (HUBER et al. 2007), und lebende Parasiten waren vier Tage nach artifizieller Infektion reisolierbar. Generell ist also eine Kolonisation durch Histomonaden sowie deren Persistenz in *A. diaperinus* möglich; Daten zur maximal

möglichen Überlebensdauer sowie zur dann noch bestehenden Infektiosität des Einzellers fehlen jedoch. Für die Übertragung von Histomonaden zwischen verschiedenen Geflügelherden soll *Alphitobius diaperinus* wenig bedeutsam sein (HUBER et al. 2007).

Darmkokzidien der Gattung *Eimeria* konnten durch im Feld gesammelte Getreideschimmelkäfer auf Geflügel übertragen werden (GOODWIN und WALTMAN 1996). Nach oraler Inokulation von Käferhomogenisaten aus sieben Herkunftsbetrieben an spezifisch pathogenfreie Küken ließen sich in sechs Fällen zehn Tage *post infectionem* Kokzidienoozysten in deren Kot nachweisen. Da die eingesetzten Insekten zu Versuchsbeginn keiner Oberflächensterilisation unterzogen wurden, bleibt allerdings offen, ob die Eimerien im Inneren oder am Integument der Käfer haftend übertragen wurden. Zu ähnlichen Ergebnissen kamen zuvor auch REYNA et al. (1983), die neben *Musca domestica* auch *Alphitobius diaperinus* hinsichtlich seiner Bedeutung als Kokzidienreservoir untersuchten. Bei ganzjähriger Beprobung eines Geflügelstalles konnten von Frühling bis Herbst kokzidienbelastete Käfer gefunden werden, mit denen sich auch Infektionen bei Geflügel provozieren ließen. *Alphitobius*-Larven wurden in dieser Studie stets negativ auf Eimerien getestet.

2.6.2 *Materialschäden*

Die wirtschaftlich bedeutendsten und zugleich auch offensichtlichsten Schäden verursacht der Glänzendschwarze Getreideschimmelkäfer an der Bausubstanz der von ihm besiedelten Gebäude. Betroffen sind dabei in erster Linie Isolationsmaterialien, die zum Zwecke der für das jeweilige Tierhaltungssystem erforderlichen Klimatisierung in den Stallwänden verbaut sind. Da für die kommerzielle Geflügelaufzucht in der Regel beheizte Ställe benötigt werden und diese für den wirtschaftlichen Betrieb häufig eine entsprechende Wärmedämmung aufweisen, treten Probleme mit *Alphitobius*-Befall naturgemäß vor allem in der Geflügelproduktion zutage. Es liegen allerdings auch Berichte über das Auftreten in Schweinehaltungen vor. O'CONNOR (1987) führt einen Fall aus dem nördlichen Irland an, bei dem die in der betroffenen Schweinefarm verbaute Polystyrenwärmedämmung erheblich in Mitleidenschaft gezogen worden war. Infolge der stark beeinträchtigten Isolationseigenschaften litten die Schweine unter Zugluft und Kälte. In der Bretagne (LE

TORCH 1977) trat ebenfalls Befall von Schweinezuchtanlagen auf, wobei sich die Insekten vor allem in den wärmeren Stallungen für Absatzferkel stark vermehrten.

Schon 1980 wurde die Höhe von Gebäudeschäden und Energieverlusten der Geflügelindustrie allein im amerikanischen Bundesstaat Virginia jährlich mit nahezu 15 Mio. US\$ beziffert (TURNER 1986). Ähnliche Zahlen errechneten SHEPPARD und NOBLET (1999) für Georgia. Derartige Schätzungen berücksichtigen dabei allerdings häufig nicht die Aufwendungen für Bekämpfungsmaßnahmen und Ertragsminderungen durch Krankheitsausbrüche, welche hinzuzurechnen sind (GEDEN und HOGSETTE 2001). Heutzutage dürften die Verluste bei insgesamt gestiegenen Kosten vermutlich noch deutlich höher liegen. Aktuellere Daten zu Schadenssummen in Australien gibt McGOLDRICK (2004) an; er schätzt die jährlichen Kosten allein in der Broilerindustrie auf mehr als 3,3 Millionen Dollar. Mehr als 85 % dieser Summe entfallen dabei auf Insektizideinsatz und erhöhte Heizkosten. Nicht berücksichtigt wurden allerdings die entstehenden Kosten in anderen Zweigen der Geflügelproduktion.

In Legebatterien kann die Isolation in wenigen Jahren durch die Bohrtätigkeit von *A. diaperinus* zerstört werden (SMITH 1981, HINKLE und HICKLE 1999). Die wirtschaftlichen Schäden in diesem Zusammenhang resultieren in erster Linie aus hohen Energieverlusten, aus den Kosten für Ersatz der defekten Dämmung, aus den während der Reparaturmaßnahmen erforderlichen Leerstandzeiten der Ställe sowie aus einer verminderten Futterverwertung des Geflügels besonders in der kalten Jahreszeit (VAUGHAN et al. 1984). Von *A. diaperinus* zerstörtes Polystyren-Dämmmaterial aus einem befallenen Legehühnerstall wies beispielsweise einen um nahezu ein Drittel verminderten Wärmedurchgangswiderstand auf (TURNER 1986). Wird in Broilermastställen die Isolation von *Alphitobius diaperinus* zerstört, liegen die anfallenden Energiekosten um bis zu 67 % über denen von intakten Ställen (GEDEN und HOGSETTE 2001). VAUGHAN et al. (1984) ermittelten eine um bis zu 20 % erhöhte Wärmeleitung von befallenem gegenüber intaktem Isolationsmaterial.

Ursächlich verantwortlich für das Schadbild zeichnen die verpuppungsreifen Larven, die auf der Suche nach Schutz bietenden Verstecken das Brutsubstrat verlassen, meist an den Stallwänden oder an Stützpfeilern emporklettern und sich in die Wärmedämmung im Deckenbereich einbohren (LE TORCH 1979, ICHINOSE et al. 1980). Bei hoher Larvendichte bohren sich die Insekten häufig mehrfach ein und wieder aus, was die Schäden

zusätzlich erhöht. Sobald nach erfolgter Metamorphose die Vollinsekten die Bohrgänge verlassen, erweitern sie diese unter Umständen noch zusätzlich. Steigt die Feuchtigkeit im Brutsubstrat auf mehr als 50 % an, verstärkt sich zunächst die Auswanderung von verpuppungswilligen Larven und in der Folge der entstehende Materialschaden (DESPINS 1989).

Verbautes Holzmaterial wird im Gegensatz zu den häufig syntop vorkommenden *Dermestes*-Spezies durch den Getreideschimmelkäfer weniger zerstört (GEDEN und HOGSETTE 2001), HEIMBUCHER und KUTZER (1979) zufolge sind die Insekten jedoch durchaus in der Lage, schadhafte Mauerputz zu unterminieren. Stark befallen werden weiche Materialien wie Polystyrol, Polyurethan oder Fiberglas (ICHINOSE et al. 1980, VAUGHAN et al. 1984), wobei Polystyrol bevorzugt wird. Im Übergangsbereich zwischen den jeweils verbauten Dämmplatten erfolgt meist der Erstbefall, welcher durch eine Versiegelung dieser Bereiche aber wirksam reduziert werden kann. Fiberglas wird zwar durchwandert, eine erfolgreiche Verpuppung erfolgt dort jedoch nicht (DESPINS et al. 1987).

Mit zunehmender Entfernung der Isolation über dem Brutsubstrat nehmen die hervorgerufenen Schäden ab, da die Käferlarven offensichtlich umgehend nach Erreichen der Dämmung auf ihrer aufwärts gerichteten Wanderung in diese eindringen (DESPINS et al. 1987).

2.6.3 Sonstige Schadwirkungen von *Alphitobius diaperinus*

Neben den bereits erwähnten Schäden werden gelegentlich zusätzliche Auswirkungen der Anwesenheit von *Alphitobius diaperinus* angeführt, die seinen Status als Schädling begründen.

SKEWES und MONROE (1991) versuchten einen Zusammenhang zwischen der Intensität des Käferbefalles in Broilerställen und den dort erzielten zootechnischen Parametern (z.B. Mortalität, Futtermittelverwertung, Produktionskosten) herzustellen, was jedoch nicht gelang. DESPINS und AXTELL (1994) hingegen ermittelten in Fütterungsversuchen mit Putenküken eine verminderte Wachstumsleistung, allerdings bei ausschließlicher Larvenfütterung. Hatten die Küken jedoch Zugang zu handelsüblichem Putenstarterfutter und konnten zusätzlich Käferlarven erbeuten, wurde die Zunahme nicht beeinflusst. Bei ähnlichen Versuchen mit Hühnerküken und einer Fütterung mit kommerziellem Futter sowie Käferlarven wurde sogar

ein verbessertes Wachstum festgestellt. Ursache dafür könnte der höhere Gehalt der Larven gegenüber dem Starterfutter an verschiedenen Aminosäuren sein (DESPINS und AXTELL 1995). Eigenen Beobachtungen zufolge konsumieren Küken sehr bereitwillig die Insekten, was unter Umständen zu einer verstärkten Aufnahme von Krankheitserregern führen kann (DESPINS und AXTELL 1995). Hinzu kommt, dass bei Aufnahme exzessiver Mengen, insbesondere von adulten Getreideschimmelkäfern, aufgrund des unverdaulichen Exoskelettes Verdauungsstörungen in Form von Darmobstruktionen oder mikroskopischen Läsionen der Darmwand auftreten können (DUNFORD und KAUFMAN 2006).

Sofern in Broilerställen die Schaffung oder Einhaltung trockener Haltungsbedingungen gelingt, suchen Getreideschimmelkäfer das Geflügel häufig gezielt auf und versuchen durch Benagen der Vögel ihren Flüssigkeitsbedarf zu decken. Daraus resultierende Hautveränderungen können einerseits Leukoseerkrankungen vortäuschen; andererseits werden die Broiler durch die Käferattacken sehr gestresst, was Zunahmen und Futterverwertung negativ beeinflusst (SAVAGE 1992).

Eine berufsbedingte Exposition gegenüber Insekten führt gelegentlich zu allergischen Reaktionen der betroffenen Personen, was für diverse Vorratsschädlinge, mit denen Beschäftigte in Kontakt kommen, beschrieben ist. In diesem Kontext liegen auch Fallberichte hinsichtlich einer Überempfindlichkeit gegenüber *A. diaperinus* vor. SCHROECKENSTEIN et al. (1988) beschreiben drei Fälle von Erkrankungen, die mit allergieassoziierten Symptomen wie Urtikaria, Rhinitis, Asthma und allergischer Konjunktivitis einhergingen. Zwei Patienten beschäftigten sich in entomologischen Laboren mit Getreideschimmelkäfern, ein weiterer Patient arbeitete mit Käferextrakten zur Abklärung der Erkrankung der beiden anderen Betroffenen. Die Schnelligkeit, mit der sich bei einem der Betroffenen die Überempfindlichkeit entwickelte, lässt ein sehr potentes Allergen in *A. diaperinus* vermuten. Zur praktischen klinischen Bedeutung dieser Ergebnisse äußern sich die Autoren zurückhaltend, allerdings ist beim Umfang der Geflügelindustrie von einer Exposition vieler Personen gegenüber den Insektenantigenen und damit von einer möglichen Allergisierung auszugehen.

Käfer der Familie Tenebrionidae, zu welcher auch *A. diaperinus* gehört, erzeugen zur Feindabwehr Substanzen aus der Gruppe der Benzochinone. Auch diese Stoffe sind

gesundheitsschädlich und können beim Menschen zu Hornhautulzerationen und Konjunktivitis führen (DUNFORD und KAUFMAN 2006).

Gelegentlich ist *Alphitobius diaperinus* auch Anlass von Beschwerden aus der Bevölkerung, wenn befallener Geflügelmist auf landwirtschaftlichen Nutzflächen als Dünger ausgebracht wird. Falls dies in der Nähe von Siedlungsgebieten geschieht und die Außentemperaturen genügend hoch sind, lassen sich Adultkäfer offenbar nicht selten von Lichtquellen anlocken und fallen Anwohnern durch ihr Erscheinen in größerer Zahl lästig (JERRARD und WILDEY 1980). Derartige Vorfälle lassen sich vermeiden, indem der Geflügelmist nach der Ausbringung umgehend möglichst tief ins Erdreich eingearbeitet wird, was die Zahl der an der Oberfläche erscheinenden Getreideschimmelkäfer deutlich reduziert (CALIBEO-HAYES et al. 2005).

Die im angloamerikanischen Raum verbreiteten Geflügelhaltungssysteme, v.a. die Käfigbatterien, arbeiten häufig mit Mistlagerzeiten innerhalb des Stalles von vielen Monaten bis Jahren. Deren Kotgruben stellen nach längerer Standzeit durch die herrschenden konstanten Umweltbedingungen ein ideales Refugium für Schadorganismen wie die Fliege *Musca domestica* oder auch verschiedene Käferspezies dar. Gleichzeitig kommen allerdings auch zahlreiche Nutzorganismen wie räuberische Milben oder Käfer in diesem Habitat vor (WATSON et al. 2001), die durch antagonistisches Verhalten die Schädlingspopulationen zu beeinflussen vermögen. Bezüglich der Rolle von *Alphitobius diaperinus* in diesem vom Menschen geschaffenen Ökosystem bestehen divergierende Ansichten. Einerseits erachten ihn manche Autoren als hilfreich, da er durch seine Wühl- und Grabetätigkeit die Trocknung der Geflügelexkreme beschleunigt, was diese wiederum als Brutsubstrat für lästige Fliegen unattraktiv werden lässt (WALLACE et al. 1985). Auch als direkte Prädatoren für Fliegeneier und -larven sollen Getreideschimmelkäfer in Erscheinung treten (DESPINS et al. 1988). WATSON und Mitarbeiter (2001) fanden jedoch heraus, dass starke Populationen von Getreideschimmelkäfern die Vermehrung des sich von Fliegeneiern und -larven ernährenden Stutzkäfers *Carcinops pumilio* negativ beeinflussen. Für eine erfolgreiche Ansiedlung des Nützlings *C. pumilio* ist demzufolge eine Begrenzung der *Alphitobius*-Population auf ein bestimmtes Höchstmaß erforderlich. Insgesamt dürfte der durch den Glänzendschwarzen Getreideschimmelkäfer verursachte Schaden dessen Nutzen weit übertreffen (AXTELL 1999).

Die Rolle von *A. diaperinus* als Vorratsschädling scheint in unseren Breiten von untergeordneter Bedeutung zu sein, da der Käfer meist erst verdorbene oder. dumpfige Materialien befällt (GERSDORF 1970, HEIMBUCHER und KUTZER 1979).

2.7 BEKÄMPFUNG VON *A. DIAPERINUS* SOWIE MASSNAHMEN ZUR SCHADENSREDUZIERUNG

2.7.1 *Maßnahmen des Betriebsmanagements und physikalische Bekämpfungsmethoden*

Vielfach unterschätzt, stellt das Management von Geflügelbetrieben im Sinne eines Unterlassens bzw. Durchführens von bestimmten Unterhaltungsmaßnahmen einen wichtigen Bestandteil der Kontrolle von Getreideschimmelkäfern dar (AXTELL 1999). Erschwerend ist allerdings die Tatsache, dass in Abhängigkeit vom jeweiligen Geflügelhaltungssystem, den klimatischen Verhältnissen vor Ort oder auch wirtschaftlichen Zwängen längst nicht alle potentiell hilfreichen Maßnahmen auch zum Einsatz kommen bzw. kommen können. Maßnahmen des Managements zur Abwehr von *Alphitobius diaperinus* sollten aber immer die Basis eines Bekämpfungsprogrammes darstellen (AXTELL 1999).

Da Tiefstreu oder Kotbunkerinhalt in Geflügelställen das hauptsächliche Brutsubstrat und Habitat von *A. diaperinus* darstellen, ist der Umgang mit diesen Abprodukten ein entscheidender Faktor in der Reduzierung von Käferplagen. Wenn irgend möglich, sollte daher nach jedem Mastdurchgang eine komplette Entmistung und gründliche Reinigung des Stalles erfolgen (McGOLDRICK 2004). Vorausgesetzt, dass diese Maßnahmen sofort nach der Ausstallung ergriffen werden, bevor die Käfer im auskühlenden Stall neue Refugien aufsuchen (GEISSLER und KÖSTERS 1972), wird damit gleichzeitig der größte Teil der Käferpopulation aus dem Stall entfernt. Die zeitlich exakt zur Entmistung passende Weiterverwertung der Einstreu, beispielsweise als organischer Dünger im Ackerbau, ist allerdings eine logistische Herausforderung und nicht immer umsetzbar (HINKLE und HICKLE 1999).

Im angloamerikanischen Raum hat es sich etabliert, nach Ende eines Mastdurchganges frische Einstreu auf die benutzte Tiefstreichschicht aufzubringen und auf diese Weise fünf bis sechs Mastdurchgänge in Folge aufzuziehen (AXTELL 1999). Die Folge davon ist sehr häufig die Entstehung großer Käferpopulationen. Gleiches gilt für Eierproduktionsbetriebe, die mit Verweilzeiten des Geflügelkotes im Stall von mehreren Monaten bis zu vier Jahren arbeiten. Je länger potentielles Brutsubstrat im Geflügelstall verbleibt, umso höher ist generell die sich entwickelnde Insektenpopulation (AXTELL 1999). Sofern *A. diaperinus* in Schweineställen mit Flüssigmistsystemen zum Problem wird, kann durch regelmäßiges Rühren der Gülle die

sich bildende Schwimmschicht und damit das bevorzugte Käferrefugium zerstört werden (LE TORCH 1979).

Wenn mit Getreideschimmelkäfern infestierter Geflügeldorf auf landwirtschaftlichen Nutzflächen ausgebracht wird, so erfolgt dies idealerweise bei kühler Witterung und mit sich direkt anschließender mechanischer Einarbeitung des Dunges in die oberen Bodenschichten (CALIBEO-HAYES et al. 2005). Das Unterpflügen in mindestens 30 cm Tiefe erwies sich am effektivsten, um ein Wiederauftreten der Insekten an der Erdoberfläche zu unterdrücken (KAUFMAN et al. 2005). Die Bodenart (Sand oder Lehm) beeinflusst die Wirkung der Einarbeitung des Dunges; sandige Böden werden von *Alphitobius* besser durchwandert als Lehmböden. Des Weiteren wird bei der Ausbringung ein Mindestabstand von einer Meile zur nächsten Ansiedlung oder Geflügelhaltung empfohlen, um Anwohnerbeschwerden und eine Krankheitsübertragung durch Käferdispersion zu vermeiden (CALIBEO 2002).

Managementmaßnahmen wie die regelmäßige Wartung von Fütterungs- und Tränkeeinrichtungen tragen dazu bei, Futterreste in der Einstreu sowie Leckagen zu reduzieren. Letztere fördern durch erhöhte Feuchtigkeitsgehalte im Bodensubstrat die Migration von Käfern und Larven, was wiederum die Materialschäden durch bohrende Insekten an der Bausubstanz verstärkt (DESPINS et al. 1989).

Eine Bekämpfung von *Alphitobius diaperinus* mit physikalisch wirkenden Methoden erachten schon GEISLER und KÖSTERS (1972) als praktikable Alternative zu Insektiziden. Sie schlagen das Ausfrierenlassen der befallenen Ställe bei winterlichen Temperaturen von unter -5°C über 5 Tage vor und hatten damit Erfolg. Dieses Vorgehen wird allerdings dadurch limitiert, dass es auf bestimmte Klimazonen beschränkt ist, das Serviceintervall mit einer Frostperiode zusammenfallen muss und die Stalleinrichtung (z.B. Wasserleitungen) u.U. durch Kälteeinwirkung Schaden nehmen kann (LÖHREN 1972). Bei Temperaturen von 6°C dauert es etwa drei Wochen, um eine Käferpopulation vollständig absterben zu lassen (RENAULT et al. 1999); diese Zeit dürfte heutzutage für ein Serviceintervall in der kalten Jahreshälfte nicht immer zur Verfügung stehen, so dass diese Managementvariante lediglich eine Ergänzung zu anderen Maßnahmen darstellen kann. Die Anwendung hoher Temperaturen von 55°C bis 75°C in Ställen zur Käferbekämpfung führte nicht zu zufriedenstellenden Resultaten (GEISLER und KÖSTERS 1972).

Wichtiger Bestandteil der integrierten Schädlingsbekämpfung ist weiterhin das routinemäßige Monitoring einer bestehenden Käferpopulation; im Falle von *Alphitobius diaperinus* kann dies mit Hilfe von speziellen Rohrfallen (SAFRIT und AXTELL 1984) erfolgen. Die ermittelten Daten dienen dann der Abschätzung eines aktuellen Befalles sowie der Wirksamkeit von Bekämpfungsmaßnahmen (AXTELL 1999).

2.7.2 *Bauliche Maßnahmen*

Die Bauweise von Geflügelställen hat einen nicht zu unterschätzenden Einfluss auf die Käferproblematik. McGOLDRICK (2004) beobachtete eine deutliche Überlegenheit von Mastgeflügelställen mit Betonbodenplatte gegenüber Stalluntergründen aus verfestigtem Lehm hinsichtlich der gefundenen Käferzahlen. Sofern nach jedem Mastdurchgang gemistet wurde, traten bei Betonboden bis zu 95 % weniger Getreideschimmelkäfer auf, da sich Käferstadien während der Serviceperiode nicht in tiefere Bodenschichten zurückziehen können. TURNER (1986) empfiehlt für Neubauten, die Grundmauern bzw. unteren Wandbereiche der Ställe aus Schlackenbetonsteinen anstelle von Holz zu errichten, da dieses Konstruktionsmaterial für Getreideschimmelkäferlarven deutlich schlechter zu erklimmen ist und der Befall der höhergelegenen Dämmung reduziert wird. Generell dürften Massivställe auch gründlicher zu reinigen sein als Bauten des Louisiana-Stils, die aufgrund ihrer offenen Architektur zudem auch anfälliger für eine Käferzuwanderung von außen sind. Auf den baulichen Erhaltungszustand der Ställe selbst weisen SCHMITZ und WOHLGEMUTH (1988) ausführlich hin. Stark reparaturbedürftige Bauten bieten viele Käferverstecke und ermöglichen damit einem Großteil der *Alphitobius*-Population auch während der Serviceintervalle ein Überleben sowie eine anschließende schnelle Wiederbesiedlung und Vermehrung.

Weniger einer Reduktion der vorhandenen Käferpopulation als vielmehr einer Verringerung der Materialschäden durch wandernde Getreideschimmelkäfer dient die Anbringung von diversen Barriersystemen. Kunststoffmanschetten um Stützpfeiler in Legebetrieben erprobten KAUFMAN und Mitarbeiter (2005) erfolgreich. Eine Anbringung entlang der Stallwände wird von den Autoren empfohlen und dürfte sowohl notwendig als auch hilfreich sein; sie wurde in dieser Studie aber nicht genauer evaluiert. Während GEDEN und CARLSON (2001) deutliche Wirksamkeitsverluste derartiger Barrieren bei Verschmutzung

mit Fliegenkot feststellten, beeinflusste selbst starke Verschmutzung des Kunststoffes in anderen Untersuchungen dessen Effektivität nicht (KAUFMAN et al. 2005).

Eine weitere Option stellen Glättebarrieren in Form von fugenfrei verlegten horizontalen Fliesenstreifen dar, die zugleich etwas zum Stallraum hin überhängen (WOHLGEMUTH 1989). Dieses Wanderhindernis ist nahezu wartungsfrei. Etwas aufwändiger, aber ebenso effektiv waren dem Autor zufolge im Stall umlaufende und elektrisch betriebene Heizbänder, die mit Temperaturen von 40-45 °C die Getreideschimmelkäfer am Erreichen höher gelegener Stallbereiche (Dämmung) hindern. Generell sind Barriersysteme aber nur wirksam, wenn den Getreideschimmelkäfern keine Ausweichverstecke unterhalb der Barriere zur Verfügung stehen (LÖHREN und WOHLGEMUTH 1991).

Als Alternative zu den genannten Barriersystemen erwähnt WOHLGEMUTH (1989) künstliche Verstecke in Form von Wellkartonstreifen, die entlang der Stallwände umlaufend befestigt werden und auswandernde Larven anlocken. Beim Ausstallen werden die Streifen mitsamt den enthaltenen Insekten entfernt und vernichtet. Als nachteilig erweist sich, dass mit jeder Wiedereinstellung Material- und Arbeitsaufwendungen erneut erbracht werden müssen. Aus diesem Grund hat sich der Einsatz derartiger künstlicher Verstecke nicht in der Praxis durchsetzen können (LÖHREN und WOHLGEMUTH 1991).

Durch Behandlung des verwendeten Dämmmaterials mit Insektizidpräparaten oder speziellen Anstrichen (Polyurethanlack, Aluminiumfarbe) ließ sich der Schaden durch bohrende Käferlarven in Laborversuchen signifikant reduzieren (ICHINOSE et al. 1980, DESPINS et al. 1991). Unter Feldbedingungen war dieser Effekt jedoch variabel. Weiterhin existieren diverse Formulierungen von Polystyrolämmung, die weniger anfällig gegenüber der Zerstörung durch bohrende Insekten sind und eine Alternative zu althergebrachten Materialien darstellen (DESPINS et al. 1991). Eine Beschichtung des Isolationsmaterials mit starkem Papier oder Aluminiumfolie vermochte Schäden durch Käferlarven deutlich zu reduzieren; auch eine Versiegelung der Dämmplattenübergänge mit Dichtungsband erwies sich als sehr wirkungsvoll (DESPINS et al. 1987) und kann daher empfohlen werden.

2.7.3 *Chemisch-synthetische Insektizide*

Traditionell wurden und werden zur Kontrolle des Glänzendschwarzen Getreideschimmelkäfers in erster Linie chemisch-synthetische Insektizide eingesetzt (LAMBKIN 2005). In Geflügelmastbetrieben betrifft der Einsatz meist die Tiefstreuschicht und evtl. den darunterliegenden Boden (AXTELL 1999). Schon früh zeigten sich allerdings die Grenzen dieser Vorgehensweise, da in der Regel eine Anwendung im belegten Stall nicht möglich ist und in der Einstreu lebende Käfer dem verwendeten Präparat nur unzureichend ausgesetzt sind. Dieser Faktor kommt besonders zum Tragen, wenn sich das Brutsubstrat (Tiefstreu, Kotbunkereinhalt) über lange Zeiträume und in großen Mengen akkumulieren kann (KAUFMAN et al. 2007).

Hinzu kommt, dass die Käfer nach Ausstallung des Geflügels recht schnell ihr Habitat verlassen und in Schlupfwinkeln der Umgebung Zuflucht suchen. Dort sind sie, ebenso wie kurz vor der Metamorphose stehende Larven und Puppen, gleichfalls nur schwer mit Insektiziden zu erreichen, so dass eine vollständige Elimination der Insektenpopulation kaum möglich ist. Überlebende Getreideschimmelkäfer können daher nach Beginn eines neuen Produktionszyklus den Geflügelstall erneut besiedeln (SCHMITZ und WOHLGEMUTH 1988) und starke Populationen aufbauen. Eine Alternative ist die Anwendung von Insektiziden mit Residualwirkung auf Wänden und Stützpfeilern, um auswandernde *Alphitobius*-Stadien zu reduzieren (HEIMBUCHER und KUTZER 1979, KAUFMAN et al. 2007). Zu beachten ist dabei deren Wirkungsverlust nach Ansammlung von Staub und Schmutz (DESPINS 1991).

Eine Vielzahl von Formulierungen der verschiedensten Wirkstoffe, beispielsweise Stäube, benetzbare Pulver oder Sprühlösungen, sind weltweit zum Einsatz zugelassen. Ist es jedoch erst einmal zur Massenvermehrung des Käfers gekommen, ist mit alleinigem Insektizideinsatz keine zufriedenstellende Kontrolle des Schädlings zu erreichen (GEDEN und HOGSETTE 1994). Der Zusatz von Ivermectin oder häutungshemmenden Benzoylharnstoffderivaten ins Geflügelfutter wurde verschiedentlich erprobt oder vorgeschlagen (EDWARDS und ABRAHAM 1985), problematisch hierbei sind allerdings Rückstände in Geflügelprodukten (MILLER und REDFERN 1988) sowie teilweise auch verringerte Zunahmen der behandelten Mastbroiler (MILLER 1990).

Das Auftreten von Resistenzen gegenüber gebräuchlichen Insektiziden wie Fenitrothion, Iodofenphos, Tetrachlorvinphos, Cyfluthrin und Permethrin wurde von verschiedenen Autoren aus mehreren Staaten beschrieben (WAKEFIELD und COGAN 1991, COGAN et al. 1996, HAMM et al. 2006, KAUFMAN et al. 2007, TOMBERLIN et al. 2008). Bemerkenswert dabei ist, dass sich selbst in *A. diaperinus*-Stämmen, die über mehrere Jahre hinweg keinerlei Pestizidbehandlung ausgesetzt waren, extrem hohe Resistenzraten nachweisen ließen. Dies deutet darauf hin, dass das Tragen der für die Resistenz verantwortlichen Gene auch ohne Insektizideinsatz für den Käfer keinen Selektionsnachteil darstellt (HAMM et al. 2006). Teilweise überlebten resistente Käfer tausendfach höhere Tetrachlorvinphos-Konzentrationen als Tiere empfindlicher Stämme (HAMM et al. 2006).

LAMBKIN (2005) wies in Australien hohe Resistenzraten gegenüber dem Organophosphat Fenitrothion vor allem in jenen Gebieten nach, in denen der Wirkstoff bereits seit vielen Jahren häufig gegen Getreideschimmekäfer verwendet wurde. In Regionen, in denen das Insektizid in weitaus geringerem Umfang und seit kürzerer Zeit zu Einsatz kam, trat demgegenüber keine oder wesentlich schwächer ausgeprägte Resistenz auf. Auch 15 Jahre nach dem letzten Einsatz des Wirkstoffes blieb noch eine gewisse Restresistenz bestehen. Aufgrund dieser Tatsachen wechselte die australische Geflügelindustrie in der Folge zum Pyrethroid Cyfluthrin als Hauptinsektizid, allerdings stellte sich nach wenigen Jahren auch hier eine nachlassende Wirkung ein (LAMBKIN und RICE 2006). In aktuelleren Untersuchungen zeigte sich, dass alle bis dato gegenüber Fenitrothion und Cyfluthrin unempfindlichen Käferpopulationen mit dem etwas neueren Wirkstoff Spinosad noch zu kontrollieren waren; eine Resistenzentwicklung bei breiterem Einsatz ist jedoch auch hier wahrscheinlich (LAMBKIN und RICE 2007). Um die Effektivität aktuell zur *Alphitobius diaperinus*-Bekämpfung zugelassener Wirkstoffe zu erhalten und der Entwicklung von Resistenzen entgegenzuwirken, schlagen McGOLDRICK (2004) und TOMBERLIN et al. (2008) ein Rotationsprogramm mit mehreren Insektiziden vor; dies setzt allerdings eine genügend große Anzahl von Präparaten aus verschiedenen Wirkstoffgruppen voraus.

Als Alternative zu Pestiziden mit sofortiger Letalität testeten EDWARDS und ABRAHAM (1985) die Juvenilhormonanaloga Methopren und Fenoxycarb auf ihre Eignung gegen *Alphitobius diaperinus*. Aufgrund guter Wirkung und niedriger Toxizität der Stoffe gegenüber Vertebraten äußern sich die Autoren optimistisch und sehen potentielle Einsatzmöglichkeiten

in der Behandlung der Einstreu oder als Zusatzstoff im Geflügelfutter. Eine kombinierte Anwendung von Pyrethroid und Insektenwachstumsregulatoren kontrollierte unter Feldbedingungen die Käferpopulationen in Broilerställen sehr gut (WEAVER 1996, SALIN et al. 2003). Wenn aufgrund der Stallarchitektur (Louisiana-Bauweise) eine Wiederbesiedelung des behandelten Stalles von außerhalb nicht ausgeschlossen werden kann, ist besonders in Putenbeständen mit vergleichsweise langen Produktionszyklen jedoch mit Rückschlägen zu rechnen (SALIN et al. 2003).

Der Erfolg einer Behandlung von Geflügelmist mit Löschkalk zur Unterdrückung von Getreideschimmelkäfern ist an eine relative hohe Feuchtigkeit des Substrates gebunden; die praktische Anwendung des Verfahrens steht noch aus (WATSON et al. 2003).

Eine nicht zu unterschätzende Gefahr ist die Verbreitung von Insektizidresistenzen bei Ausbringung von käferbefallener Einstreu in der Nähe anderer Stallungen. Resistente Käfer können dabei Resistenzgene in zuvor voll empfänglichen Käferpopulationen verankern und deren Bekämpfung in Zukunft deutlich erschweren. STEELMAN (2008) konnte in einer eindrucksvollen Studie zeigen, wie auf diesem Wege Resistenzen zwischen zwei Betrieben verschleppt wurden. Diese erstreckten sich sogar auf Stoffe aus der Gruppe der Chlorkohlenwasserstoffe, die im Betrieb A letztmalig vor 25 Jahren, im erst 12 Jahre geführten Betrieb B jedoch noch nie eingesetzt wurden.

In Folge der zunehmenden und weltweit zu beobachtenden Resistenzproblematik, unter Aspekten des Umweltschutzes und einer kaum zu erwartenden Zulassung neuer Wirkstoffgruppen sprechen sich verschiedene Autoren daher für die Entwicklung und den Einsatz einer integrierten Käferbekämpfung aus (STEELMAN 2008). Diese muss neben den bisher üblichen chemischen vor allem auch biologische, physikalische und managementtechnische Maßnahmen zur Kontrolle von *Alphitobius diaperinus* umfassen, um die Effektivität der zur Zeit verfügbaren Insektizide so lange wie möglich zu erhalten.

2.7.4 *Biologische Bekämpfung*

Vor dem Hintergrund sich häufender Beschreibungen von Resistenzen gegenüber chemisch-synthetischen Insektiziden wurden bereits Angehörige verschiedener Organismengruppen hinsichtlich ihrer Eignung in der biologischen Kontrolle des Glänzendschwarzen Getreideschimmelkäfers untersucht.

GEDEN und Mitarbeiter (1985) überprüften beispielsweise drei insektenpathogene Nematodenspezies aus zwei Gattungen hinsichtlich ihrer Virulenz auf *Alphitobius diaperinus*. Von den untersuchten Fadenwürmern *Steinernema glaseri*, *S. feltiae* sowie *Heterorhabditis heliothidis* erwiesen sich vor allem die beiden letzteren Arten als wirksam gegen verschiedene Entwicklungsstadien von *A. diaperinus*, *S. feltiae* erzielte die besten Resultate. Adulte Käfer zeigten sich unter praxisnahen Bedingungen widerstandsfähiger gegenüber einer Infektion als Larven.

SZALANSKI und Mitarbeiter (2004) kommen zu dem Schluss, dass für den erfolgreichen Nematodeneinsatz der Wahl des richtigen Parasitenstammes entscheidende Bedeutung zufällt. Einerseits unterscheiden sich die einzelnen Spezies deutlich in ihrer Wirkung auf den Wirt, andererseits existieren selbst zwischen Stämmen einer Nematodenspezies erhebliche Unterschiede hinsichtlich deren Virulenz. Es bleibt festzustellen, dass die im Labor ermittelte Infektiosität derartiger Fadenwürmer nicht ohne Weiteres auf Feldbedingungen übertragen werden kann (GREWAL und GEORGIS 1998). Die Überlebensdauer der Nematoden in Geflügelmastställen wird mit bis zu 7 Wochen angegeben (GEDEN et al. 1987), wobei in diesem Zeitraum noch eine Mortalität von bis zu 73 % der *A. diaperinus*-Larven erzielt werden kann. Es erscheint möglich, bei ausreichend vorhandenen Wirtsinsekten eine sich selbst erhaltende Parasitenpopulation zu etablieren (SZALANSKI et al. 2004). In Abwesenheit von potentiellen Wirten überleben die Parasiten ab einer eingesetzten Menge von 10^5 und mehr Würmern je Quadratmeter mindestens sechs Monate im Erdreich.

STEINKRAUS (persönliche Mitteilung 2009) bezweifelt den erfolgreichen Feldeinsatz von Nematoden in Geflügelbeständen, wobei die relative Trockenheit in den Ställen und die chemisch aggressiven Eigenschaften des Geflügeldunges als Hemmnis angeführt werden. Auch Umgebungstemperaturen von mehr als 25 °C gehören zu den Ungunstfaktoren, welche

zumindest bei *S. feltiae* eine hohe Mortalität verursachen und die Wirksamkeit der Parasiten deutlich herabsetzen. (GRAY und JOHNSON 1983, ISHIBASHI und KONDO 1986, GEDEN und AXTELL 1988).

Vielversprechend für die biologische Bekämpfung von Getreideschimmelkäfern scheint hingegen die Milbe *Acarophenax mahunkai* zu sein. STEINKRAUS und CROSS (1993) beschreiben die Art als sehr wirtsspezifisch und unschädlich für andere Vertebraten. Die weiblichen Milben leben phoretisch auf adulten Getreideschimmelkäfern und parasitieren deren Eigelege. Innerhalb von nur fünf Tagen durchläuft *Acarophenax mahunkai* ihren gesamten Entwicklungszyklus; jedes verpaarte Milbenweibchen erzeugt etwa 30 Nachkommen, die sich schnell in der Umgebung verbreiten und neue Wirte aufsuchen. Auf diese Weise kann die Schlupfrate der *Alphitobius*-Eier auf ein Drittel gegenüber unparasitierten Gelegen reduziert werden. Die biologischen Charakteristika der Milbe legen eine sehr gute Eignung als Gegenspieler zu *A. diaperinus* im Vorratsschutz und in Geflügelhaltungen nahe.

Recht innovativ ist ein Bericht von SANTORO et al. (2010), die den Stutzkäfer *Carcinops troglodytes* als Prädator von *Alphitobius*-Larven nachweisen konnten. Diese Beobachtung ist insofern interessant, als beispielsweise die nah verwandte Art *Carcinops pumilio* als effektiver Antagonist von lästigen Dipteren in Tierhaltungen gilt und umfassend hinsichtlich seiner Eignung für die biologische Fliegenbekämpfung untersucht wurde (ACHIANO und GILIOME 2005). Inwiefern sich auch *C. troglodytes* gegen einen Befall mit *Alphitobius diaperinus* einsetzen ließe, ist zu gegenwärtigen Zeitpunkt sicher noch nicht absehbar, sollte aber Ziel weiterer Untersuchungen sein.

STEINKRAUS et al. (1992) gelang die Isolierung der Neogregarine *Farinocystis tribolii* und einer Eugregarine aus *Alphitobius*-Stadien. Eine Infektion von Larven mit *F. tribolii* führte häufig zu deren Absterben während der Puppenruhe. Beide Protozoenspezies waren mit Prävalenzraten von stets mehr als 30 % in Larven und Adultkäfern nachweisbar. Eugregarinen werden im Allgemeinen als harmlos angesehen, sofern sie nicht als Massenbefall vorliegen oder der Wirt suboptimalen Lebensbedingungen ausgesetzt ist. Allerdings könnten sie auch als prädisponierender Faktor für virulentere Pathogene wie beispielsweise *F. tribolii* fungieren (APUYA et al. 1994). Inwiefern sich einzellige Parasiten für die Regulierung von *A. diaperinus* eignen könnten, ist bisher unklar. Unter den aktuellen

Managementbedingungen der Geflügelhaltung dürften Protozoeninfektionen aber eher einen enzootischen Charakter haben, der Käferpopulationen nicht wesentlich beeinflusst (APUYA et al. 1994).

Neben tierischen Antagonisten wurden diverse entomopathogene Pilze wie *Metarhizium anisopliae* (ALEXANDRE et al. 2006) und *Beauveria bassiana* Balsamo (Moniliales: Moniliaceae) auf Eignung hinsichtlich eines Einsatzes gegen *A. diaperinus* getestet. Letzterer zu den Schlauchpilzen gehörende Organismus kommt weitverbreitet z.B. im Boden vor und befällt zahlreiche Insektenpezies. Die Tatsache, dass sich dieser Pilz in größeren Mengen industriell herstellen lässt, lange haltbar ist, ein breites Wirtsspektrum aufweist und sich in verschiedener Weise formulieren lässt, macht ihn für den praktischen Einsatz in der Schädlingsbekämpfung interessant. Versuche von STEINKRAUS et al. (1991) ergaben eine deutlich höhere Widerstandsfähigkeit der Adultkäfer im Vergleich zu den Larven gegenüber einer *B. bassiana*-Infektion mit vergleichbaren Infektionsdosen. Ähnliche Ergebnisse erzielten GINDIN et al. (2009) bei Versuchen mit *Metarhizium anisopliae*. Die Ursache für diesen Unterschied vermuten STEINKRAUS et al. (1991) im harten und intensiv sklerotisierten Integument der Imagines.

B. bassiana-Stämme, die von befallenen Getreideschimmelkäferstadien gewonnen wurden, wiesen in einigen Untersuchungen (STEINKRAUS et al. 1991) eine höhere Virulenz auf als Stämme, welche ihren Ursprung auf *Musca domestica* hatten. Vergleicht man die Virulenz der beiden Pilzspezies miteinander, so scheint *M. anisopliae* wirksamer zu sein als *B. bassiana*. Auch *Metarhizium* zeigte stammspezifische Virulenzunterschiede. GINDIN et al. (2009) vermuten jedoch, dass die Virulenz weniger von der Pilzspezies selbst als vielmehr von spezifischen Stammissolaten abhängt.

Der Einsatz mit Pilzkonidien präparierter Verpuppungsfallen könnte aufgrund guter Wirksamkeit eine kostengünstige und hochspezifische Technik zur Kontrolle des Getreideschimmelkäfers darstellen (GEDEN et al. 1998). Von GEDEN et al. (2003) durchgeführte Feldversuche in Legebetrieben zeigten Wirkungsvorteile von gekörnten *B. bassiana*-Formulierungen gegenüber der Sprühapplikation einer Suspension. Leider waren die Erfolge nur von kurzer Dauer, was die Autoren einerseits auf die bereits sehr lange etablierte Insektenpopulation in einer großen Dungmasse (Kotakkumulation zu Versuchsbeginn bereits

seit 5 bis 6 Monaten), andererseits auf die ständige Zufuhr von frischem Dung und damit ein Verschütten der Pilzformulierung zurückführen.

Die Tatsache, dass in Geflügelställen ein für entomopathogene Pilze recht vorteilhaftes Milieu (geringe Lichtintensität, konstant warme Temperaturen, hohe relative Luftfeuchte) herrscht, legt die Eignung dieser Pathogene als Mittel der biologischen Schädlingskontrolle nahe (GAUGLER et al. 1989, GINDIN et al. 2009). Diese Vermutung wird auch durch die Beobachtung natürlicher Epizootien in *Alphitobius*-Populationen amerikanischer Geflügelfarmen unterstützt (STEINKRAUS et al. 1991). Von Vorteil erweist sich außerdem eine Persistenz der Pilzkonidien über mindestens zwei Wochen unter stallähnlichen Umweltbedingungen; zugleich ist die Technologie zur ihrer großtechnischen Herstellung verfügbar (GINDIN et al. 2009). Im Rahmen der biologischen Kontrolle des Glänzendschwarzen Getreideschimmelkäfers scheint eine Bekämpfungsstrategie basierend auf *Beauveria bassiana* und *Metarhizium anisopliae* daher zur Zeit am erfolgversprechendsten zu sein (DUNFORD und KAUFMAN 2006, STEINKRAUS pers. Mitteilung 2009, GINDIN et al. 2009). Versuche mit Pilzen der Gattungen *Cladosporium* sowie *Trichoderma* verliefen hingegen enttäuschend (REZENDE et al. 2009).

Für Monitoring und Management von schädlichen (beispielsweise forstwirtschaftlich bedeutenden) Käferspezies werden unter anderem pheromonbasierte Methoden eingesetzt. Bisher kamen derartige Methoden bei der Bekämpfung von *A. diaperinus* nicht zum Einsatz. BARTELT et al. (2009) gelang jedoch vor kurzem die Identifizierung von fünf flüchtigen Substanzen, die spezifisch nur von männlichen *A. diaperinus* abgegeben werden. Ein synthetisches Gemisch dieser fünf Stoffe war in Feldversuchen für Getreideschimmelkäfer beiderlei Geschlechts attraktiv und legt eine Wirkung als Aggregationspheromon nahe. Ob und in welcher Form Pheromone einen Beitrag zum Management von *Alphitobius diaperinus* leisten können, bleibt vorerst noch offen.

Weitere Bekämpfungskonzepte auf biologischer Basis liegen im Einsatz von *Bacillus thuringiensis*-Toxinen (wobei ein Patent auf einen spezifisch wirkenden Bakterienstamm in den USA existiert) (HICKLE et al. 1991) sowie Neemextrakten (TABASSUM et al. 1996), die jedoch noch nicht in der Praxis umgesetzt werden.

2.7.5 *Bekämpfung mit Silikaten*

Der Einsatz von inerten Stäuben gegen Schadinsekten wird bereits seit langer Zeit praktiziert, wobei Sand, Aschen und Lehm zu diesem Zweck schon vor Jahrhunderten verwendet wurden (EBELING 1971). Diatomeenerden, auch zu diesen Stäuben zählend, bestehen zu hohen Anteilen aus Siliciumdioxid und sind Ablagerungen fossiler Kieselalgen. Da Silikatstäube mit kristalliner Struktur nachweislich zur Entstehung der Staublungenerkrankung (Silikose) führen können, existierten lange Zeit erhebliche Vorbehalte gegenüber ihrer Anwendung. Mittlerweile sind jedoch neben natürlichen Kieselerden auch synthetische Silikatstäube auf dem Markt, welche aufgrund ihrer weitgehend amorphen Struktur als sehr anwendersicher und ungefährlich gelten (LEWINSON et al. 1993, MERGET et al. 2002). In den letzten Jahren erlebt der Einsatz amorpher Kieselsäurepräparate daher eine Renaissance (MEWIS und ULRICH 2001a).

Das Wirkprinzip des Siliciumdioxids beruht auf der Physisorption von Kutikularlipiden des Insekteninteguments. Hierdurch wird die Wachsschicht der Epicuticula zerstört; nach Fortfall dieser Wasserbarriere gehen die exponierten Arthropoden durch Austrocknung zugrunde (MEWIS und ULRICH 1999). Abrasive Effekte spielen für diese Wirkung in weit geringerem Maße eine Rolle (KORUNIC 1998, ULRICH et al. 2006). Auch die Theorien, dass die Silikatstäube die Tracheenöffnungen der Insekten verstopfen, direkt Wasser aus der Kutikula absorbieren oder deren orale Aufnahme letale Folgen hat, konnten weitestgehend widerlegt werden (EBELING 1971, MEWIS und ULRICH 2001a).

Haupteinsatzgebiet dieser Stoffgruppe im Sinne eines Insektizids ist bisher vor allem der Vorratsschutz, wobei eine gute Wirksamkeit gegenüber einer Vielzahl von Vorratschädlingen bereits gezeigt werden konnte und zur Anwendung auch unter Praxisbedingungen geführt hat (GOLOB 1997, KORUNIC 1998). Wahrscheinlich stellen Diatomeenerden das effizienteste Insektizid unter den natürlichen Stäuben dar (KORUNIC 1998). Detaillierte Berichte über Einsatz und Wirkung von Silikaten beim Glänzendschwarzen Getreideschimmelkäfer liegen bisher jedoch kaum vor. ALVES et al. (2008) zeigten eine Korrelation von Käfermortalität und steigenden Umgebungstemperaturen bzw. höheren Konzentrationen der eingesetzten Diatomeenerde. Bei ihren Untersuchungen waren zudem ein Einfluss des verwendeten Substrates (Geflügelfutter oder Einstreu) sowie ein Repellenteffekt des Silikates zu beobachten.

3 Material und Methoden

3.1 TIERE UND TIERHALTUNG

Das Ausgangsmaterial der institutseigenen Getreideschimmelkäferzucht stammte aus einem ostsächsischen Legehennenbetrieb, der im Sommer 2006 während einer längeren Hitzeperiode von massivem Käferbefall betroffen war. *Alphitobius diaperinus* vermehrte sich in diesem Betrieb in erster Linie im Kot-Futterrest-Gemisch des Kotbunkers, der nur in größeren Abständen entmistet wurde. Bei Ausstellung des Bestandes wurde eine Probe von ca. 2,5 kg Kotbunkerinhalt entnommen und dem Institut für Parasitologie zugesandt. Pro Kilogramm Probenmaterial konnten etwa 3000 *Alphitobius*-Entwicklungsstadien ausgezählt werden. Nach manuellem Absammeln der Insekten mit einer Federstahlpinzette wurden diese in vorbereitete Zuchtgefäße überführt.

Haltung und Zucht von *A. diaperinus* erfolgten in einem speziell angefertigten Arthropodenzuchtschrank KS/AZ-1.300-20/30 (Fa. PVP GmbH, Willich), der eine stufenlose Regelung der Temperatur im Bereich von 15 °C bis 35 °C sowie der relativen Luftfeuchte im Bereich von 50 % bis 90 % ermöglicht. Zur Befeuchtung der Luft diente ein Raumluftbefeuchter Burg BH-840E (Honeywell Hausgeräte GmbH, Wickedede), welcher innerhalb des Arthropodenzuchtschranks an diesen angeschlossen war. Durch Kopplung an dessen Steuerungselement wurde der Befeuchter bei Unterschreitung des Luftfeuchte-Sollwertes automatisch eingeschaltet. Die Haltungstemperatur bewegte sich im Bereich von 25-27,5 °C bei einer relativen Luftfeuchte von 55-65 %.

Als Zuchtgefäße fanden Kunststoff- sowie Glasbehälter Verwendung, die ein Fassungsvermögen von mindestens 2 Litern aufwiesen. Auf den Boden der Behälter wurde eine etwa 2-3 cm hohe Schicht Brutsubstrat aufgebracht; dieses setzte sich aus etwa 75 % Weizenkleie (LHG-Landhandelsgesellschaft eG, Schmöln) und 25 % eines kommerziellen Katzentrockenfutters (REWE-Handelsgruppe GmbH, Köln; Zusammensetzung siehe Kapitel 9.1) zusammen. Zur Deckung des Flüssigkeitsbedarfes erhielten die Insekten in Abhängigkeit vom Verzehr ein- bis zweimal wöchentlich Apfelspalten; gleichzeitig anfallende Futterreste wurden umgehend entsorgt. Auf dem Brutsubstrat wurde eine halbe Eierschatulle platziert, unter der das Frischfutter lichtgeschützt angeboten wurde. Etwa alle 6-8 Wochen erfolgte eine Grundreinigung der Zuchtbehälter, bei der das komplette Brutmedium durch ein Mehlsieb mit

einer Maschenweite von ca. 0,5 mm gesiebt und der dabei anfallende Kotstaub entfernt wurde. Grobe Substratbestandteile, enthaltene Entwicklungsstadien und frisches Brutsubstrat gelangten anschließend wieder zurück in den Behälter. Um ein Entkommen von Käfern zu unterbinden, waren die Zuchtbehälter mit Fliegengaze (Fa. Tesa AG, Hamburg) abgedeckt.

Zur Förderung einer ungestörten Metamorphose wurden die Zuchtgefäße mit Verpuppungshilfen versehen. Abhängig von der Gefäßgröße kamen entweder 50 ml-Kunststoff-Zentrifugenröhrchen (TPP AG, Trasadingen, Schweiz) oder halbierte Eierschatullen zum Einsatz, die jeweils mit Viskosewatte (Fa. Pelz, Wahlstedt) gefüllt waren. Wöchentlich wurde die Viskose auf *Alphitobius*-Puppen sowie späte Larvenstadien untersucht, diese mittels Federstahlpinzette abgesammelt und in separaten Behältern mit etwas Brutsubstrat der Metamorphose überlassen. Geschlüpfte Imagines wurden später in laufende Zuchten überführt oder zum Start weiterer Zuchtansätze verwendet.

3.2 VERSUCHSAUFBAU

Für die Durchführung sämtlicher *In-vitro*-Versuche fand ein Arthropodenzuchtschrank KS/AZ-1.300-20/30 (PVP GmbH, Willich) Verwendung, der durch automatische Regelung von Umgebungstemperatur und relativer Luftfeuchte für konstante Versuchsbedingungen sorgte. Bei dem zu testenden Präparat, einem weißen, lockeren und sehr leichten Pulver, handelt es sich um:

INDISPRON®P406

Pyrogene hydrophobe Kieselsäure, Gehalt an SiO₂ ≥ 99,8 Gewichts-%

(Silanamin, 1,1,1-Trimethyl-N-(trimethylsilyl)-, Hydrolyseprodukte mit Siliciumdioxid)

EVONIK Industries, Frankfurt/M.

Charge: 3155020735

Einen Tag vor dem jeweiligen Versuchsbeginn wurden die Insekten noch einmal mit Frischfutter versorgt, um im Vorfeld der Untersuchung Flüssigkeitsdefizite zu vermeiden. Unmittelbar vor Versuchsbeginn wurden Käferlarven und Imagines aus den Zuchtbehältern vorselektiert. Es wurden in sämtlichen Versuchen ausschließlich Imagines eingesetzt, die schwarzbraun durchgefärbt waren; Larven mussten eine Mindestlänge von 10 mm aufweisen.

Aus einer größeren Anzahl vorselektierter Entwicklungsstadien wurde bei Versuchsbeginn die benötigte Menge nach dem Zufallsprinzip entnommen und in die Versuchsgefäße überführt. Die weitere Vorgehensweise variierte in Abhängigkeit vom jeweiligen Versuch und wird im Folgenden detailliert beschrieben.

3.2.1 Dosisfindung

Um Anhaltspunkte für die zur Insektenkontrolle erforderliche Wirkstoffkonzentration zu erhalten, wurden zunächst drei verschiedene Dosierungen von INDISPRON®P406 geprüft. Als Versuchsgefäße kamen Zellkulturtestplatten (TPP AG, Trasadingen, Schweiz) mit je 6 Kalotten („Wells“) zum Einsatz. Pro Kalotte wurden mit Hilfe der Präzisionswaage BP 310P (Sartorius AG, Göttingen) entsprechend der Versuchsgruppe die betreffende Produktmenge eingewogen. Die Bodenfläche eines Wells betrug ca. 8,96 cm².

In Anlehnung an eine Dosis von 6,0 g Kieselsäure/m², die sich in anderer Formulierung in früheren Untersuchungen als wirksam gegen andere Schadarthropoden erwiesen hatte, kamen Produktmengen von 6 mg/Well (Gruppe A), 3 mg/Well (Gruppe B) sowie 1 mg/Well (Gruppe C) zum Einsatz. Jeder Versuchsdurchgang wurde zweimal wiederholt, wobei jeweils eine Negativkontrolle gleicher Individuenstärke ohne Kieselsäurezusatz (Versuchsgruppen KK, KL) mitgeführt wurde. Während des gesamten Versuches war das Klima im Arthropodenbrutschrank auf 25 °C und 65 % (± 2 %) relative Luftfeuchte justiert.

Tabelle 1: Versuchsschema zur Dosisfindung (25 °C, 65 % rel. Luftfeuchte)

| Versuchsgruppe (K=Imago, L=Larve) | INDISPRON® P406 (g/Well) | Versuchstiere: Imagines | Versuchstiere: Larven |
|--|-------------------------------------|------------------------------------|----------------------------------|
| AK | 0,006 | 90 | - |
| AL | 0,006 | - | 90 |
| BK | 0,003 | 90 | - |
| BL | 0,003 | - | 90 |
| CK | 0,001 | 90 | - |
| CL | 0,001 | - | 90 |
| KK | - | 90 | - |
| KL | - | - | 90 |

Nach Überführung der Insekten in die Versuchsgefäße wurden diese sofort ohne Deckel in den temperierten Arthropodenbrutschrank verbracht. Pro Zellkulturplatte wurden 30 Insekten im Versuch angesetzt, pro Versuchsdurchgang und Versuchsgruppe insgesamt 90 Insekten. Bis 30 Stunden nach Versuchsbeginn wurden die Zellkulturplatten in sechsständigen Abständen auf verendete Insekten hin untersucht, letztmalig geschah dies nach 40 Stunden. Bei jeder einzelnen Auswertung wurden sich nicht mehr aktiv bewegende Insekten mit einer Federstahlpinzette an der Ventralseite berührt und dort leichter Druck ausgeübt. Reagierten die Tiere innerhalb von fünf Sekunden nach dieser Stimulation nicht mit Bewegungen, wurden sie als „tot“ klassifiziert und entfernt. Noch lebende Insekten wurden in den Versuchsgefäßen belassen und wieder in den Zuchtschrank zurückgestellt. Der Anteil noch lebender bzw. bereits verendeter *Alphitobius*-Stadien wurde zu jedem Auswertungszeitpunkt erfasst und anschließend statistisch ausgewertet.

3.2.2 Wirksamkeit von INDISPRON® P406 unter variierenden Klimabedingungen

Bei dem zu untersuchenden Kieselsäurepräparat handelt es sich um ein physikalisch wirkendes Pestizid, das zur Austrocknung damit behandelter Arthropoden führt. Da dieser Austrocknungsprozeß von umgebenden Umweltfaktoren mit beeinflusst wird, wurden die Versuchstiere in dieser Untersuchung verschiedenen Temperaturen sowie innerhalb einer Temperaturstufe auch variierenden relativen Luftfeuchten ausgesetzt. Die hierbei eingesetzte Kieselsäuremenge entsprach der höchsten Dosierung aus der Dosisfindungsstudie (0,006 g/Well). Die Versuchsbedingungen sind Tabelle 2 zu entnehmen; jeder Versuch wurde zweimal wiederholt und jeweils eine Negativkontrolle gleicher Individuenstärke mitgeführt.

Die Einwaage des Kieselsäurepräparates erfolgte analog der Dosisfindung. Nach Verbringung der *Alphitobius*-Stadien in die Zellkulturplatten wurden diese über 24 Stunden im Arthropodenschrank (siehe 3.1) unter variablen Klimabedingungen inkubiert (Tabelle 2). In diesem Zeitraum erfolgte alle zwei Stunden eine Beurteilung der Platten, wobei die Insekten wie oben beschrieben mit einer Federstahlpinzette stimuliert und anschließend in „lebend“ oder „tot“ klassifiziert wurden. Verendete Tiere wurden registriert und entfernt, noch lebende Individuen bis zur nächsten Auswertung weiter inkubiert. Vierundzwanzig Stunden nach Versuchsbeginn fand eine abschließende Beurteilung der Zellkulturplatten statt.

Tabelle 2: Versuchsschema zur Prüfung der Kieselsäurewirkung auf die Überlebensrate von *A. diaperinus* bei variierenden Klimabedingungen

| Temperatur | relative Luftfeuchtigkeit | INDISPRON® P406 (g/Well) | Versuchstiere: Imagines | Versuchstiere: Larven |
|-------------------|----------------------------------|---------------------------------|--------------------------------|------------------------------|
| 25 °C | 30 % (± 2%) | 0,006 | 90 | - |
| | 30 % (± 2%) | - | 90 | - |
| | 30 % (± 2%) | 0,006 | - | 90 |
| | 30 % (± 2%) | - | - | 90 |
| 25 °C | 50 % (± 2%) | 0,006 | 90 | - |
| | 50 % (± 2%) | - | 90 | - |
| | 50 % (± 2%) | 0,006 | - | 90 |
| | 50 % (± 2%) | - | - | 90 |
| 25 °C | 70 % (± 2%) | 0,006 | 90 | - |
| | 70 % (± 2%) | - | 90 | - |
| | 70 % (± 2%) | 0,006 | - | 90 |
| | 70 % (± 2%) | - | - | 90 |
| 30 °C | 30 % (± 2%) | 0,006 | 90 | - |
| | 30 % (± 2%) | - | 90 | - |
| | 30 % (± 2%) | 0,006 | - | 90 |
| | 30 % (± 2%) | - | - | 90 |
| 30 °C | 50 % (± 2%) | 0,006 | 90 | - |
| | 50 % (± 2%) | - | 90 | - |
| | 50 % (± 2%) | 0,006 | - | 90 |
| | 50 % (± 2%) | - | - | 90 |
| 30 °C | 70 % (± 2%) | 0,006 | 90 | - |
| | 70 % (± 2%) | - | 90 | - |
| | 70 % (± 2%) | 0,006 | - | 90 |
| | 70 % (± 2%) | - | - | 90 |

3.2.3 **INDISPRON®P406-Wirkung im Gemisch mit Einstreu**

Um eine mögliche Beeinflussung der Kieselsäurewirkung auf *Alphitobius diaperinus* durch weitere Materialien zu eruieren und zugleich etwas praxisnähere Versuchsbedingungen zu schaffen, wurde eine weitere Versuchsreihe angeschlossen. Hobelspäne, die häufig als Einstreumaterial eingesetzt werden, wurden mit sieben verschiedenen Dosierungen des Kieselsäurepräparates vermischt und mit den Versuchstieren über 72 Stunden bei konstanten Klimabedingungen inkubiert. In diesem Versuch wurde den Insekten zusätzlich Nahrung zur Verfügung gestellt, um eine Wassergewinnung aus regulärer Stoffwechselaktivität zu ermöglichen und diesen möglichen Einflussfaktor in die Untersuchung zu integrieren.

Zehn Gramm Hobelspäne wurden in ein Schraubdeckelglas gegeben und mit einer der jeweiligen Versuchsgruppe entsprechenden Menge des Kieselsäurepräparates versetzt. Die Dosierungen innerhalb der Versuchsgruppen sind Tabelle 3 zu entnehmen. Durch rotierende Bewegungen des Glases über eine Dauer von fünf Minuten wurden beide Substanzen miteinander vermischt; das Gemisch wurde anschließend in die Versuchsbehälter überführt. Hierfür fanden Glasgefäße mit einem Nutzvolumen von ca. 500 ml Verwendung. Für die Negativkontrollgruppen wurden lediglich 10 g native Hobelspäne in die Glasgefäße eingewogen. In alle Gefäße wurden zusätzlich je 1,5 g Weizenkleie bzw. Katzentrockenfutter gegeben. Um eine optimale Luftzirkulation und mit dem Brutschrank identische Klimabedingungen zu gewährleisten sowie ein Entkommen der Versuchstiere zu unterbinden, wurden sämtliche Gefäße mit einer Abdeckung aus Fliegengaze versehen und diese mit einem Gummiring am Gefäßrand fixiert. Vor dem eigentlichen Versuchsbeginn wurden die Glasbehälter bei 25 °C und 65 % (± 2 %) relativer Luftfeuchtigkeit 24 Stunden vorinkubiert. Diese Parameter entsprachen den späteren Versuchsverhältnissen. Auswertungen hinsichtlich der Überlebensraten, die wie in Kapitel 3.2.2 beschrieben durchgeführt wurden, erfolgten 24, 48 und 72 Stunden nach Exposition der vorselektierten *Alphitobius*-Entwicklungsstadien gegenüber dem Wirkstoffgemisch. In jedem der drei Versuchsdurchgänge wurden pro Dosierung 150 Imagines und Larven untersucht.

Tabelle 3: Versuchsschema zur Prüfung der Kieselsäurewirkung in Einstreu auf die Überlebensrate von *A. diaperinus* (25 °C, 65 % relative Luftfeuchte)

| Versuchsgruppe (K=Imago, L=Larve) | INDISPRON[®]P406 (g/10g Einstreu) | Versuchstiere: Imagines | Versuchstiere: Larven |
|--|---|------------------------------------|----------------------------------|
| K 0,5 % | 0,05 | 150 | - |
| L 0,5 % | 0,05 | - | 150 |
| K 1 % | 0,1 | 150 | - |
| L 1 % | 0,1 | - | 150 |
| K 2 % | 0,2 | 150 | - |
| L 2 % | 0,2 | - | 150 |
| K 2,5 % | 0,25 | 150 | - |
| L 2,5 % | 0,25 | - | 150 |
| K 3 % | 0,3 | 150 | - |
| L 3 % | 0,3 | - | 150 |
| K 4 % | 0,4 | 150 | - |
| L 4 % | 0,4 | - | 150 |
| K 5 % | 0,5 | 150 | - |
| L 5 % | 0,5 | - | 150 |
| KK (Kontrolle) | - | 150 | - |
| KL (Kontrolle) | - | - | 150 |

3.2.4 INDISPRON[®]P406-Wirkung in Einstreu bei alimentärer Flüssigkeitszufuhr

Aufgrund des Wirkungsmechanismus von Kieselsäure ist bei Flüssigkeitszufuhr eine Beeinflussung der insektiziden Eigenschaften zu vermuten. Zur Abklärung dieser Annahme wurden die in Kapitel 3.2.3 beschriebenen Versuchsbedingungen für die als zufriedenstellend wirksam eingestufte Dosierung von 3 % (0,3 g/10 g Einstreu) Kieselsäure leicht modifiziert. In zwei der schon im vorigen Versuch verwendeten Glasgefäße wurde das beschriebene Einstreu-Kieselsäure-Gemisch in der dreiprozentigen Dosierung eingebracht. Ein drittes Gefäß enthielt lediglich 10 g native Hobelspäne und diente als Negativkontrolle. In alle drei Gefäße wurden jeweils 1,5 g Weizenkleie bzw. Katzentrockenfutter eingewogen. Vor dem eigentlichen Versuchsbeginn erfolgte erneut eine vierundzwanzigstündige Vorinkubation der Gefäße bei 25 °C und einer relativen Luftfeuchte von 65 % (± 2 %); diese Parameter wurden über die gesamte Untersuchungsdauer beibehalten. Zu Beginn des Versuches wurden pro Glasgefäß 150 ausgefärbte *Alphitobius*-Imagines sowie 150 Larven mit einer Mindestlänge von 10 mm hinzugefügt; in einen der mit Kieselsäure dotierten Behälter wurden zusätzlich

5,0 g frisch aufgeschnittener Apfel eingewogen. Der Verschluss der Gefäße erfolgte mit Fliegengaze. Die Auswertung der Abtötungsraten verlief analog zu Kapitel 3.2.3, wobei ebenfalls zwei Versuchswiederholungen durchgeführt wurden.

Tabelle 4: Versuchsschema zur Prüfung der Kieselsäurewirkung in Einstreu auf die Überlebensrate von *A. diaperinus* (25 °C, 65 % relative Luftfeuchte) bei alimentärer Flüssigkeitszufuhr

| Versuchsgruppe | INDISPRON® 406 (g/10 g Einstreu) | Trockenfutter) ¹ | Feuchtfutter) ² | Versuchstiere (Larven/Imagines) |
|----------------|-------------------------------------|-----------------------------|----------------------------|------------------------------------|
| 3 % | 0,3 | X | - | 150/150 |
| 3 % + FF | 0,3 | X | X | 150/150 |
| Kontrolle | - | X | - | 150/150 |

)¹ 1,5 g Weizenkleie, 1,5 g Katzentrockenfutter)² zusätzlich 5,0 g Apfel (FF)

3.2.5 Kieselsäure-Wirkung auf den Reproduktionserfolg von *Alphitobius diaperinus*

Um die Auswirkungen von Kieselsäure in niedrigen und für adulte Käfer subletalen Dosierungen auf den Fortpflanzungserfolg von *A. diaperinus* zu untersuchen, wurde der folgende Versuchsaufbau gewählt. Als Versuchsgefäße dienten Kunststoffbehälter mit 2 Litern Nenninhalt, in die 50 g kieselsäuredotiertes oder natives Einstreumaterial 3-4 cm hoch eingefüllt wurde. Ein Ansatz umfasste drei Versuchsgruppen. Die Negativkontrolle enthielt ausschließlich Hobelspäne, in zwei Behandlungsgruppen wurden jeweils 50 g Hobelspäne mit 0,5 g bzw. 0,25 g Kieselsäure versetzt. Um eine homogene Verteilung der Kieselsäure im Einstreumaterial zu gewährleisten, wurden beide Substanzen in einen verschlossenen Kunststoffeimer gegeben und durch rotierende Bewegungen über eine Dauer von 7 Minuten vermischt. Anschließend wurde das Gemisch in die Versuchsgefäße überführt und dort in möglichst gleichmäßiger Schichtdicke verteilt. Zusätzlich wurden pro Versuchsgefäß 5 g Weizenkleie, 3 g Katzentrockenfutter sowie 5 g frisch aufgeschnittener Apfel hinzugegeben.

Die verwendeten Versuchstiere waren adulte Käfer, welche im Vorfeld des Versuches durch Geschlechtsbestimmung von Puppenstadien nach der von BARKE und DAVIS (1967) beschriebenen Methode gewonnen wurden. Hierfür wurden zunächst mit Viskosewatte gefüllte 50 ml-Zentrifugenröhrchen in die Zuchtbehälter eingebracht, wöchentlich kontrolliert und zu diesem Zeitpunkt darin enthaltene *Alphitobius*-Puppen und letzte Larvenstadien entnommen. Die Geschlechtsdifferenzierung der Puppen erfolgte anhand der Ausbildung der

als „pupal genital papillae“ (HALSTEAD 1963, siehe Abb.4) bezeichneten Körperanhänge unter dem Stereomikroskop. Verpuppungsreife Larvenstadien wurden in Glaspetrischalen verbracht, bei 25 °C inkubiert und deren Verpuppung abgewartet. Es erfolgte anschließend erneut ein Sexing. Nach zu erwartenden Geschlechtern vorsortierte Puparien wurden in mit Brutsubstrat versehene Kunststoffdosen überführt, weiterhin bei 25 °C inkubiert und über den Abschluss der Metamorphose hinaus bis zum Versuchsbeginn gehältert.

Bei Versuchsbeginn (Tag 0) wurden in jedes präparierte Versuchsgefäß jeweils 100 männliche und 100 weibliche, mindestens tiefbraun gefärbte Käfer eingezählt und der Behälter anschließend mit einer Gazeabdeckung versehen. Der gesamte Versuch erstreckte sich über eine Dauer von vier Wochen und wurde bei 25 °C sowie einer relativen Luftfeuchte von 65 % (± 2 %) durchgeführt. An den Tagen 7, 14 und 21 wurde das jeweils eine Woche zuvor zugegebene Apfelstück oder dessen Reste entnommen und durch 5 g frisches Futter ersetzt. Das Versuchsende war auf den Tag 28 festgesetzt, wobei zu diesem Zeitpunkt die Versuchsbehälter vollständig entleert und deren gesamter Inhalt auf adulte Käfer und Entwicklungsstadien hin untersucht wurde. Zunächst wurde das Substrat durch ein Sieb mit einer Maschenweite von etwa 500 μm gegeben, die groben Siebrückstände in einer Emailleschale systematisch nach Insekten durchmustert und anschließend die feinen Substratbestandteile mit Hilfe einer Lupenbrille (Vergrößerung 2,5fach) untersucht. Die aufgefundenen Entwicklungsstadien wurden getrennt nach Larven und Imagines sowie nach Überleben (lebend/tot) erfasst. Vorhandene Larven wurden zusätzlich in die Kategorien „frischgeschlüpft“ (Länge ca.1 mm, glasig-cremefarbenes Aussehen) sowie „älter“ (größer als 1 mm, bräunlich gefärbt) eingeteilt. Insgesamt wurden drei Durchgänge des Versuches durchgeführt und ausgewertet. Nicht alle zu Versuchsbeginn eingesetzten Insekten konnten nach 4 Wochen reisoliert werden; von insgesamt 1800 adulten Getreideschimmelkäfern waren 16 Individuen nicht mehr aufzufinden. Diese fehlenden Tiere wurden nicht in die Auswertung einbezogen; stattdessen wurden überlebende Insekten der tatsächlich reisolierten Tierzahl gegenübergestellt. Die Wiederfindungsrate betrug stets $\geq 97,5$ %.

3.2.6 *Kieselsäure im Einstreugemisch mit Küken zur Imitation der Feldsituation*

Dieser Versuch diente einer Wirksamkeitsüberprüfung unter möglichst praxisnahen Bedingungen. Hierfür wurden die Verhältnisse während der ersten Aufzuchtwoche in einem Mastbroilerstall simuliert. Im Vorfeld der Untersuchung erfolgte eine Dotierung des

verwendeten Einstreumaterials (Hobelspäne staubarm, HVT Hobelspanverarbeitung GmbH) mit Kieselsäure. Hierfür wurden jeweils 1 kg Hobelspäne mit 25 g oder 50 g INDISPRON®P406 in einen mit Deckel fest verschließbaren Eimer gegeben und beide Materialien mit rotierenden Bewegungen des Eimers über einen Zeitraum von 10 Minuten miteinander vermischt.

In drei PVC-Wannen (Volumen 90 Liter) wurde vorbereitetes Einstreumaterial eingebracht, wobei eine Wanne mit nativen Hobelspänen (Negativkontrolle), die zwei verbleibenden Wannen demgegenüber mit einem Einstreu-Kieselsäure-Gemisch beschickt wurden. Der Kieselsäureanteil betrug jeweils 2,5 % und 5,0 % des eingesetzten Hobelspangewichtes. Am Boden der Versuchsbehälter lag eine Einstreuschicht von etwa 5-6 cm Höhe vor. Um ein Fressen von Getreideschimmelkäfern durch die verwendeten Küken zu unterbinden, wurde zusätzlich ein Metallrost (Maße: 65 cm x 37 cm, Maschenweite 12 mm) einige Zentimeter oberhalb der Einstreuschicht installiert, durch das die Ausscheidungen der Küken auf das Einstreumaterial fallen konnten. Das Rost ruhte auf quer halbierten, senkrecht stehenden 50 ml-Kunststoffzentrifugenröhrchen (TPP AG, Trasadingen, Schweiz), die einen genügenden Abstand zur Einstreu sicherstellten. Die Versuchswannen wurden zusätzlich an ihrer Innenseite in Höhe der Einstreuoberfläche bzw. des Rostes umlaufend mit Paketklebeband (Fa. Tesa AG, Hamburg) versehen, um durch dessen glatte Oberfläche ein Entkommen der Käfer zu verhindern.

Jede Wanne wurde entsprechend der in der Kurzmast gängigen Besatzdichte von 25 Tieren/m² zu Versuchsbeginn (Tag 0) mit sechs Eintagsküken belegt, deren Versorgung *ad libitum* mit einem kommerziellen Geflügelmastfutter sowie einer Stülpränke erfolgte. Zur Bereitstellung der erforderlichen Haltungstemperaturen diente in jeder Wanne eine Infrarot-Wärmelampe mit einer Nennleistung von 250 Watt, die etwa 50 cm über den Küken angebracht war. Unter den Wärmelampen betrug die Temperatur in Tierhöhe etwa 30-32 °C, während die anderen Bereiche der Wanne etwa 25-29 °C aufwiesen. Weiterhin wurden je Wanne 500 ausgefärbte Getreideschimmelkäfer auf die Einstreu gegeben, in welcher sich die Tiere anschließend verkriechen konnten. Eine Woche nach Versuchsbeginn, an Tag 7, wurde das mit Kot und Futterresten durchsetzte Einstreumaterial portionsweise in Emailleschalen gegeben und zweimal nach Getreideschimmelkäfern durchmustert. Dabei wieder aufgefundenen Käfer wurden gesammelt und wie in Kapitel 3.2.1 beschrieben als „lebend“ und „tot“ registriert. Wenn *Alphitobius*-Larven beobachtet werden konnten, wurde dies

ebenfalls vermerkt. Nach Auszählung der Insekten wurde deutlich, dass es in vielen Fällen nicht möglich war, sämtliche zu Versuchsbeginn in die Wannen eingesetzten Käfer nach Beendigung des Versuches wiederzufinden. In der Auswertung des Versuches wurden tot aufgefundene Käfer der Kieselsäurewirkung zugeschrieben. Fehlende Käfer flossen nicht in die Auswertung ein. Überlebende Käfer wurden zur Gesamtzahl wiedergefundener Käfer ins Verhältnis gesetzt und auf deren Basis ausgewertet.

3.3 STATISTISCHE AUSWERTUNG

Die statistische Auswertung der Untersuchungsergebnisse erfolgte mit dem Statistikprogramm SPSS Version 17.0. Unterschiede bezüglich der Wirksamkeit des Kieselsäurepräparates zwischen Dosisgruppen wurden in der Regel mit dem Chi-Quadrat-Test berechnet. Der Versuchskomplex zur Wirksamkeit von INDISPRON®P406 bei variierenden Umweltbedingungen wurde mit der Kaplan-Meier-Überlebensanalyse ausgewertet. Die Auswertung des Versuches zur Reproduktion, speziell die Gesamtproduktionsleistung, erfolgte anhand des T-Testes für unabhängige Stichproben.

4 Ergebnisse

4.3 Dosisfindung

4.1.1 *Alphitobius*-Larven

Bei sämtlichen im Rahmen der Dosisfindung durchgeführten Versuchen erwiesen sich *Alphitobius*-Larven als hochempfindlich gegenüber der Behandlung mit dem Kieselsäurepräparat INDISPRON®P406. Die mitgeführte Negativkontrolle (KL) wurde in allen Versuchsdurchgängen von Nahrungsentzug und den herrschenden Umweltbedingungen wenig beeinflusst. Die Tierverluste in der Kontrolle betrugen nach 40 Stunden Inkubation maximal 1,48 %. Zwischen jeder der drei Versuchsgruppen und der Negativkontrolle bestand zu jedem Auswertungszeitpunkt ein signifikanter Unterschied ($p < 0,001$) hinsichtlich der Anzahl noch lebender Larven (Abb. 5).

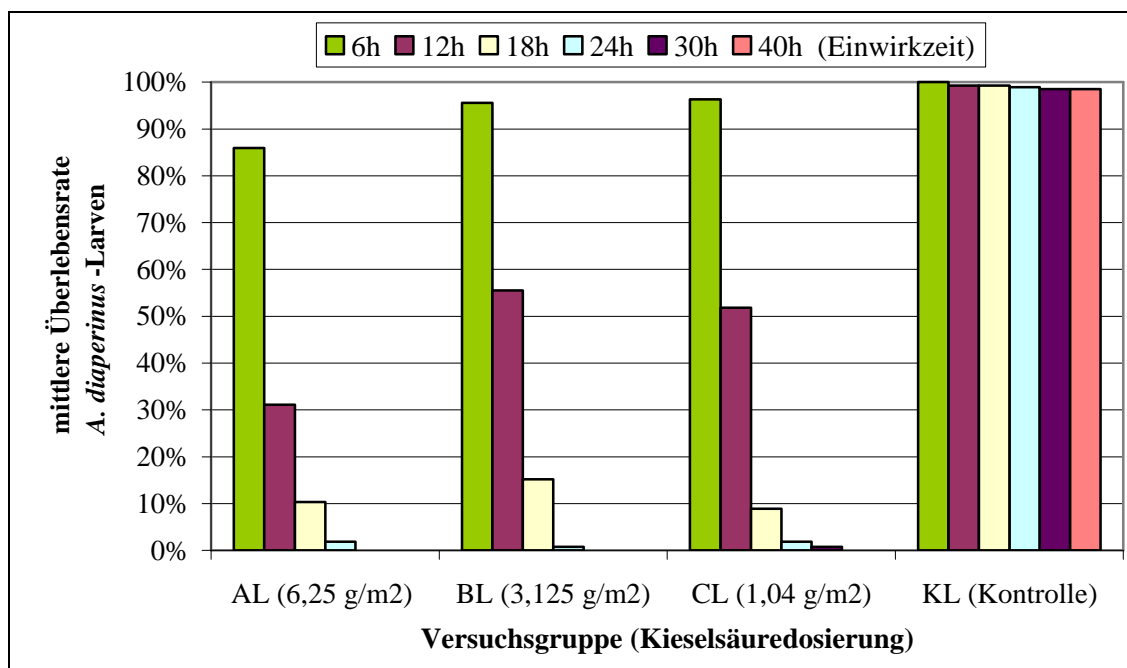


Abb. 5: Wirksamkeit verschiedener Dosierungen von INDISPRON®P406 gegen *Alphitobius diaperinus* (Larven) unter Berücksichtigung der Inkubationszeit ($p < 0,05$ für AL:BL(6h, 12h), AL:CL (6h, 12h), BL:CL (18h) sowie für alle Zeitpunkte AL,BL,CL: KL)

Der überwiegende Teil der Larven aus den Kieselsäure-Gruppen zeigte schon nach wenigen Stunden keine Spontanaktivität mehr und konnte nur nach Stimulation als lebend identifiziert werden. Nach sechs Stunden Inkubation konnte eine signifikant ($p < 0,001$) niedrigere Überlebensrate in der Gruppe AL (6,25 g INDISPRON®P406/m²) gegenüber den Gruppen BL

und CL (3,125 g und 1,04 g INDISPRON®P406/m²) verzeichnet werden; die Gruppen BL und CL unterschieden sich nicht signifikant (Abb. 5).

Eine Verlängerung der Inkubation auf zwölf Stunden führte in der Gruppe AL zu einer gegenüber BL und CL signifikant ($p < 0,001$) stärkeren Reduktion des Anteils lebender Larven. Weniger als ein Drittel der Ausgangsindividuenzahl lebte zu diesem Zeitpunkt in der Gruppe AL noch. In den Gruppen BL und CL wurde eine Reduktion auf etwas über 50 % erreicht. Die niedrigere Dosierung erzielte dabei mit einer Überlebensrate von 51,9 % gegenüber 55,6 % das tendenziell bessere Ergebnis, allerdings war dieser Unterschied nicht signifikant ($p = 0,219$; Abb. 5). Die sechs Stunden später wiederholte Auszählung ergab eine signifikant ($p = 0,017$) bessere Wirksamkeit der niedrigsten Dosierung CL (1,04g/m²) gegenüber der nächsthöheren. Auch die Wirkung der Maximaldosis in Gruppe AL wurde übertroffen, doch diese Differenz ließ sich nicht statistisch absichern ($p = 0,061$; Abb. 5).

Bei Einwirkzeiten von 24 Stunden und mehr lebten in den Versuchsgruppen stets weniger als zwei Prozent der Individuen und es waren keine signifikanten Unterschiede zwischen den drei Dosierungen auszumachen. Die Höchstdosis von 6 mg INDISPRON®P406 je Well (Gruppe AL) war damit lediglich in den ersten zwölf Stunden des Einsatzes gegen *Alphitobius*-Larven signifikant wirksamer als die niedrigeren Dosierungen. Unabhängig von der gewählten Dosisstufe ließ sich jedoch eine mit der Zeit stets zunehmend gute Wirkung gegenüber den Larven zeigen (Abb. 5).

4.1.2 *Alphitobius-Imagines*

Adulte Getreideschimmelkäfer präsentierten sich nach sechs Stunden intensivem Kontakt mit hydrophober Kieselsäure relativ unbeeinflusst. Spontanbewegungen ließen sich, wenn auch in verringerter Intensität, bei der Mehrzahl der Tiere beobachten. Ein Großteil der Insekten befand sich allerdings in Rückenlage. Kein Käfer verendete in diesem Versuchsstadium. Zwölf Stunden nach Versuchsbeginn waren erste letale Effekte in allen Behandlungsgruppen zu beobachten, signifikante ($p = 0,007$) Differenzen ließen sich allerdings nur zwischen der höchsten (6 mg/Well) und der niedrigsten (1 mg/Well) Dosierung ermitteln (Abb. 6).

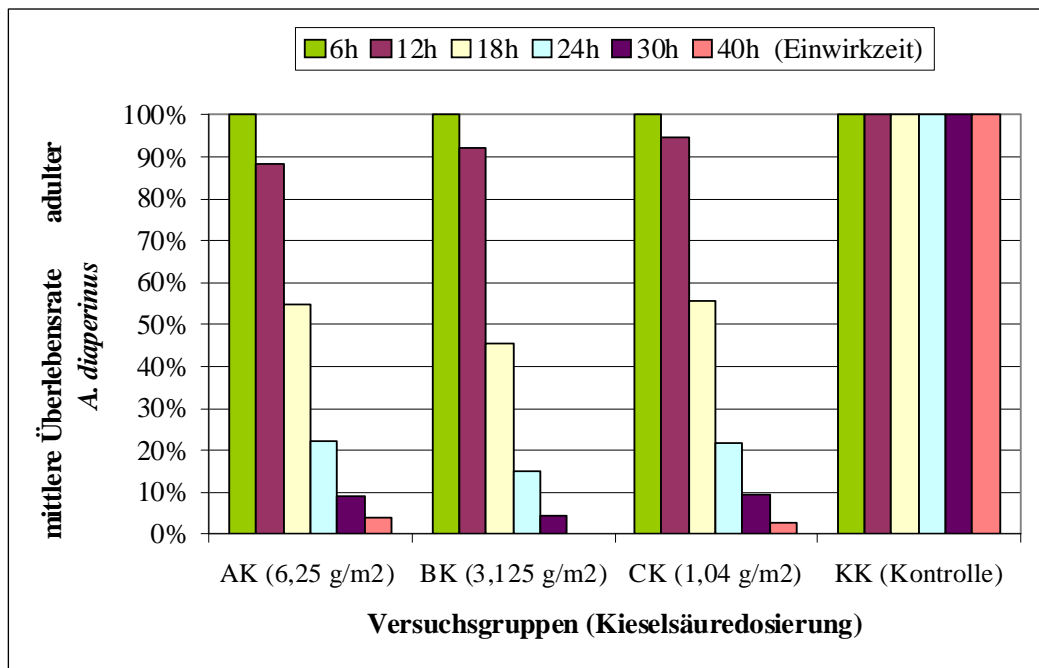


Abb. 6: Wirksamkeit verschiedener Dosierungen von INDISPRON[®]P406 gegen *A. diaperinus* (Imagines) unter Berücksichtigung der Inkubationszeit ($p < 0,05$ für AK:BK (18-40h), AK:CK (12h), BK:CK (18-40h) sowie für AK,BK,CK: KK (12-40h))

Im weiteren Verlauf der Untersuchung zeigte sich hinsichtlich der erreichten Abtötungsraten eine signifikante ($p < 0,05$) Überlegenheit der mittleren gewählten Dosierung von 3 mg INDISPRON[®]P406 pro Well (BK; entsprechend 3,125 g/m²) gegenüber den anderen beiden Dosierungen. Die Differenz in den Überlebensraten zwischen Gruppe BK einerseits und den Gruppen AK/CK andererseits bewegte sich jeweils zwischen etwa fünf und zehn Prozentpunkten. Zwischen Minimal- und Höchstdosierung ließ sich kein signifikanter Unterschied ermitteln ($p > 0,05$). Dieser Trend setzte sich bis zum Versuchsende fort. Einen Tag nach Versuchsbeginn lebten in allen drei Kieselsäure-Gruppen weniger als 25 % der behandelten Getreideschimmelpilze, nach 30 Stunden bei allen Anwendungskonzentrationen weniger als zehn Prozent. Bis zum Versuchsende nach 40 Stunden gelang lediglich in der mittleren Dosierung von 3,125 g/m² INDISPRON[®]P406 die vollständige Eliminierung der Insekten, während die Dosierungen 6,25 g/m² und 1,04 g/m² nicht alle, jedoch stets mehr als 95 % der Versuchstiere abtöteten. In der mitgeführten Negativkontrolle kam es zu keinerlei Verlusten, alle Käfer überlebten den gesamten Untersuchungszeitraum (Abb. 6).

Zu allen Auswertungszeitpunkten innerhalb der ersten dreißig Stunden des Versuchszeitraumes erwiesen sich *Alphitobius*-Larven in jeder überprüften

Wirkstoffdosierung als signifikant ($p < 0,05$) empfindlicher gegenüber der Behandlung als die Imagines. Bei Auswertung der Überlebensraten 40 Stunden nach Versuchsbeginn war in den Dosierungen 1 mg/Well sowie 6 mg/Well ebenfalls noch eine signifikant höhere Empfindlichkeit der Larven als bei den Imagines festzustellen. Da in der mittleren Dosisstufe zu diesem Zeitpunkt bereits beide Entwicklungsstadien vollständig abgetötet worden waren, ließ sich kein statistisch abgesicherter Unterschied ermitteln.

4.2 Wirksamkeit von INDISPRON®P406 unter variierenden Umgebungseinflüssen auf verschiedene Entwicklungsstadien von *A. diaperinus*

4.2.1 Überlebenszeiten bei Variation der Umgebungstemperatur

4.2.1.1 ALPHITOBIOUS-IMAGINES

Adulte Getreideschimmelkäfer starben nach Exposition mit dem Kieselsäurepräparat INDISPRON®P406 (Dosis: 6,25g/m²; entsprechend 6 mg/Well) bei drei verschiedenen hohen relativen Luftfeuchten (30 %, 50 % sowie 70 %) bei der höheren Temperatur von 30 °C immer signifikant ($p \leq 0,001$) schneller ab als bei 25 °C.

Während die mittlere Überlebenszeit bei 30 °C und 30 % rel. Luftfeuchte bei etwa 16 Stunden lag (KI 15,78 -16,20), betrug sie bei 25 °C 17,8 Stunden (KI 17,59-17,97). Nach Erhöhung der Luftfeuchte auf 50 % war eine leichte Verlängerung der Überlebensdauer auf 16,4 Stunden (KI 16,20-16,61 für 30 °C) und 18,1 Stunden (KI 17,95-18,33 für 25 °C) zu beobachten. Nach weiterer Anhebung der relativen Luftfeuchte auf 70 % erhöhte sich die mittlere Überlebenszeit für jede Temperaturstufe nochmals um jeweils mehr als eine Stunde (25 °C: 19,5 h (KI 19,33-19,69); 30 °C: 17,9 h (17,66-18,05)). Die Wirkung von INDISPRON®P406 ist somit bei der höheren Temperatur und der geringeren relativen Luftfeuchte deutlicher ausgeprägt.

4.2.1.2. ALPHITOBIOUS-LARVEN

Ebenso wie die Imagines (siehe 4.2.1.1) behandelte Getreideschimmelkäferlarven überlebten bei 25 °C Umgebungstemperatur und mit ansteigender relativer Luftfeuchte (30 %, 50 %, 70 %) im Mittel nach 16,3 Stunden (KI 16,11-16,53), 16,7 Stunden (KI 16,48-16,89) und 18,6

Stunden (KI 18,44-18,82). Bei 30 °C ergaben sich mit Erhöhung der Luftfeuchte ebenfalls steigende mittlere Überlebenszeiten der Larven, die jedoch durchweg deutlich unter den bei 25 °C ermittelten Werten lagen. Sie betrugen 15,2 Stunden (30 % rLF; KI 14,93-15,37), 15,2 Stunden (50 % rLF; KI 15,01-15,45) und 16,8 Stunden (70 % rLF; KI 16,64-17,04).

Generell lässt sich also unabhängig vom untersuchten *Alphitobius diaperinus*-Entwicklungsstadium bei gegebener relativer Luftfeuchte durch eine Temperaturerhöhung von 25 °C auf 30 °C die mittlere Überlebenszeit der Insektenlarven signifikant ($p < 0,001$) reduzieren, während höhere Luftfeuchten das Überleben begünstigen.

4.2.2 Überlebenszeiten bei Variation der umgebenden relativen Luftfeuchte

4.2.2.1 ALPHITOBIUS-IMAGINES

Nach Evaluierung des Einflusses von synthetisch-amorphen Kieselsäurestäuben auf *Alphitobius diaperinus*-Entwicklungsstadien bei gegebener Umgebungstemperatur galt es, die Auswirkung der relativen Luftfeuchte auf das Gesamtergebnis zu untersuchen. Dies erfolgte getrennt nach Stadium, jeweils in Kombination mit jeder Temperaturstufe. Basis der folgenden Ergebnisse ist der in Kapitel 3.2.2 beschriebene Versuch. Bei der Auswertung der Versuchsdaten wurde jeweils einer der drei variablen Parameter (Temperatur, Luftfeuchte oder Entwicklungsstadium) ausgewählt und die Wirkung des Kieselsäurepräparates bei ansonsten gleichen Konditionen beurteilt.

Bezogen auf die erwachsenen Getreideschimmelkäfer stellte sich heraus, dass sich sowohl bei 25 °C als auch bei 30 °C durch Verwendung der niedrigsten untersuchten Luftfeuchtestufe mit 17,8 Stunden (KI 17,56-17,97) beziehungsweise 16,0 Stunden (KI 15,78-16,20) die kürzesten mittleren Überlebenszeiten und damit die besten Resultate erzielen ließen. Sobald die relative Luftfeuchtigkeit um zwanzig Prozentpunkte angehoben wurde, verlängerten sich die mittleren Überlebenszeiten signifikant ($p < 0,05$) und erreichten nach nochmaliger Erhöhung auf 70 % mit 19,51 Stunden (25 °C; KI 19,33-19,69) sowie 17,86 Stunden (30 °C; KI 17,66-18,05) ihr Maximum. Die Differenzen der mittleren Überlebenszeiten beim Vergleich von 30 % bzw. 50 % relativer Luftfeuchte mit 70 % relativer Luftfeuchte waren ebenfalls signifikant ($p < 0,001$).

4.2.2.2 *ALPHITOBIOUS-LARVEN*

Bei Betrachtung der Getreideschimmelkäferlarven ergibt sich ein etwas abweichendes Bild. Zwar konnten durch Wahl der niedrigsten Luftfeuchtestufe sowohl bei 25 °C als auch bei 30 °C mit 16,3 Stunden (KI 16,11-16,53) und knapp 15,2 Stunden (KI 14,93-15,37) wiederum die kürzesten mittleren Überlebenszeiten unter den Insekten erzielt werden. Es bestand jedoch kein signifikanter Unterschied zu den Resultaten, die sich bei einer relativen Luftfeuchte von 50 % ergaben ($p > 0,05$). Trotzdem zeichnete sich jeweils eine Tendenz zu verlängerten mittleren Überlebenszeiten bei steigender Luftfeuchte ab. Im Vergleich zur Luftfeuchte „50 %“ ergaben sich für „70 %“ wie schon bei den Imagines signifikant ($p < 0,001$) längere mittlere Überlebenszeiten, die bei 25 °C mit 18,6 Stunden (KI 18,44-18,82) und bei 30 °C mit 16,8 Stunden (KI 16,64-17,04) ihre Höchstwerte annahmen. Die Differenzen zwischen höchster und niedrigster Luftfeuchtestufe erwiesen sich entsprechend als signifikant ($p < 0,001$). In den bei allen Versuchsreihen mitgeführten Kontrollgruppen verendeten zu keinem Zeitpunkt Larven.

Insgesamt betrachtet spielt beim Einwirken von synthetisch-amorphen Kieselsäuren auf *Alphitobius diaperinus*-Stadien die gleichzeitig herrschende relative Luftfeuchte eine wichtige Rolle. Niedrige Luftfeuchten von etwa 30 % führen zu schnellerem Absterben der Insekten als Luftfeuchten von 50 % und mehr.

4.2.3 *Überlebenszeiten im Vergleich der Entwicklungsstadien*

Bei Betrachtung der Überlebenskurve von Käfern und Larven unter vorgegebenen Umgebungseinflüssen wie Temperatur und relativer Luftfeuchte lassen sich deutliche Unterschiede zwischen den Entwicklungsstadien ausmachen, wie beispielhaft in Abb. 7 für die Parameterkombination „25 °C/30 % relative Luftfeuchte“ dargestellt.

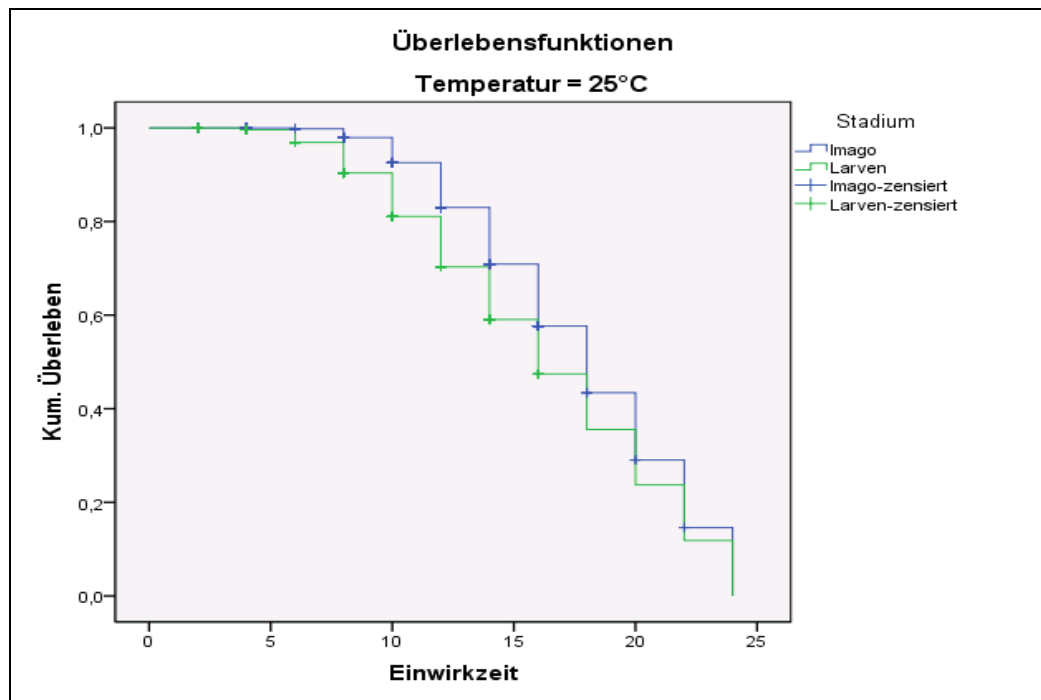


Abb. 7: Überlebenskurven von *Alphitobius*-Larven sowie -Imagines bei 25°C/30 % rel. Luftfeuchte (Dosis INDISPRON® P406: 6,25 g/m²)

Bringt man beide Stadien bei 25°C Umgebungstemperatur und 30 % relativer Luftfeuchte mit amorphen Kieselsäuren in Kontakt, so verenden Larven im Mittel nach 16,3 Stunden (KI 16,11-16,53) und damit signifikant ($p < 0,001$) schneller als adulte Insekten, deren Überlebenszeit im Mittel knapp 18 Stunden (KI 17,59-17,97) beträgt (Abb. 7). Eine Erhöhung der relativen Luftfeuchte um 20 % bewirkte bei ansonsten identischer Klimatisierung eine leichte Verlängerung der mittleren Überlebenszeit auf etwa 16,7 Stunden für Larven (KI 16,48-16,89) und auf 18,1 Stunden für Imagines (KI 17,95-18,33). Der Unterschied zwischen den Stadien bleibt dabei jedoch signifikant ($p < 0,001$). Wird die Luftfeuchte auf 70 % justiert, so steigt der Mittelwert der Überlebenszeit nochmals an (Larven: 18,6 Stunden (KI 18,44-18,82); Imagines: 19,5 Stunden (KI 19,33-19,69)). Auch dieser Unterschied stellte sich als signifikant ($p < 0,001$) dar.

Auch nach Modifizierung der Versuchsbedingungen in der Form, dass die Inkubationstemperatur auf 30 °C angehoben wurde, unterschied sich die Absterbedynamik von *Alphitobius*-Larven und adulten Käfern stets signifikant ($p \leq 0,001$). Bei 30 % Luftfeuchte war die Hälfte der Larven bereits nach etwa 15,2 Stunden verendet (KI 14,93-15,37), während die Imagines dafür knapp 16 Stunden (KI 15,78-16,20) benötigten. Die Einstellung der relativen Luftfeuchte auf 50 % resultierte bei 30 °C lediglich in einer leichten

Verzögerung des Absterbens in beiden Gruppen (Larven: 15,2 h (KI 15,01-15,45); Imagines: 16,4 h (KI 16,20-16,61)). Zwischen den Stadien blieb ein signifikanter ($p < 001$) Unterschied bestehen. Arbeitet man hingegen mit 70 % relativer Luftfeuchte, so verlängert sich die mittlere Überlebenszeit der Larven auf 16,8 Stunden (KI 16,64-17,04) und die der Imagines auf 17,9 Stunden (KI 17,66-18,05). Auch diese Differenz zwischen den Stadien war signifikant ($p < 0,001$). Zusammenfassend lässt sich konstatieren, dass Larven von *Alphitobius diaperinus*, welche gegenüber amorphen Kieselsäurestäuben exponiert werden, signifikant schneller absterben als identisch behandelte Imagines der Spezies.

4.3 Wirkung der synthetisch-amorphen Kieselsäureformulierung INDISPRON®P406 in Einstreu gegen *Alphitobius diaperinus*

4.3.1 Alphitobius-Larven

Bei Einmischung des Kieselsäurepulvers in Hobelspäne zeigte sich eine starke Abhängigkeit der erzielten Wirkung von der eingesetzten Produktmenge. Während das Einstreugemisch mit 0,5 % INDISPRON®P406 über die Versuchsdauer von drei Tagen hinweg nahezu wirkungslos auf die hochempfindlichen Larven (vgl. 4.1.1) blieb, führte eine Verdopplung des Wirkstoffgehaltes im gleichen Zeitraum zu einer Reduzierung der Larvenpopulation auf 44,8 %. Mit weiter steigendem Silikatgehalt konnten nach 24 Stunden stets mehr als 75 % der Larven getötet werden (Abb. 8a).

Beste Resultate nach einem Tag Inkubation waren mit der vierprozentigen Einstreumischung zu erreichen; lediglich 6,40 % der Käferlarven überlebten nach 24 Stunden (Abb. 8b). Mit Verlängerung der Einwirkzeit auf 48 Stunden bei einem Kieselsäuregehalt des Substrates von 2,0 % und mehr gelang es, Abtötungsraten von stets mehr als 97 % zu erzielen. Ab einem Silikatgehalt von 4,0 % überlebte diesen Zeitraum keine Larve (Abb. 8b). Wurde der Anteil INDISPRON®P406 in der Einstreu auf ≥ 3 % erhöht, so war bei Versuchsende nach 72 h eine vollständige Eliminierung aller *Alphitobius*-Larven festzustellen (Abb. 8b).

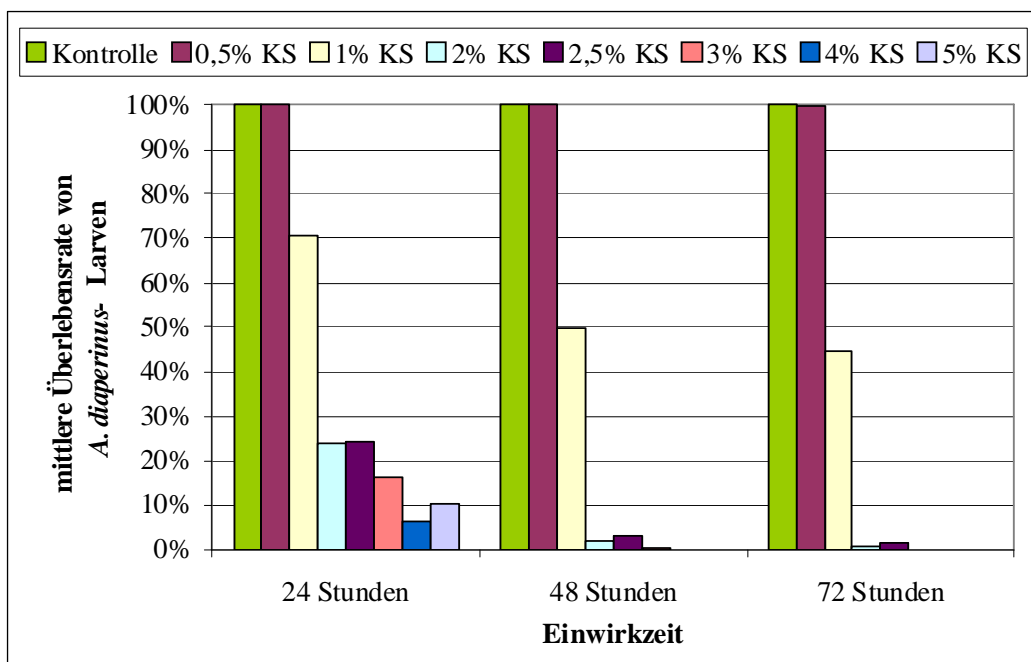


Abb. 8a

(Signifikanzen für Vergleiche zwischen verschiedenen Expositionszeiten einer Dosisstufe siehe Kapitel 9.5/Anhang)

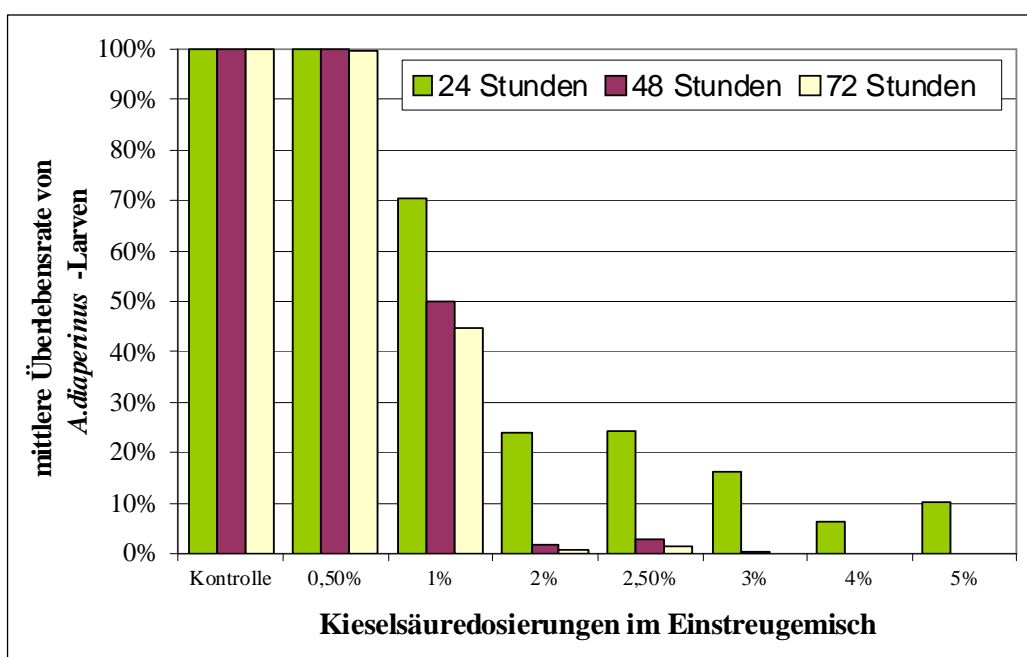


Abb. 8b

Abb. 8a,b: Überlebensraten von *A. diaperinus*-Larven nach Kieselsäureexposition (KS) im Einstreugemisch unter Berücksichtigung der Einwirkzeit (8a) und der Kieselsäuredosierung (8b).

(Signifikanzen für Vergleiche zwischen verschiedenen Dosisstufen bei gegebener Expositionszeit siehe Kapitel 9.4/Anhang)

Betrachtet man die Wirkung des Kieselsäure-Hobelspan-Gemisches nach 24 Stunden, so ließ sich mit fast jeder Dosiserhöhung eine signifikant erhöhte Larvenmortalität gegenüber der nächstniedrigeren Dosierung erreichen (Abb. 8b). Eine Ausnahme hiervon bilden die Versuche mit 2,0 % und 2,5 % INDISPRON®P406 im Einstreugemisch. Mit einem Anteil von 24,0 % und 24,3 % überlebender Käferlarven ließ sich zwischen diesen beiden Versuchsgruppen keine signifikante Differenz ermitteln ($p = 0,492$). Das Einstreugemisch mit 4 % Kieselsäurezusatz führte nach 24 Stunden Einwirkzeit mit nur 6,4 % überlebenden Larven zu einem besseren Ergebnis als das fünfprozentige Gemisch mit 10,2 % lebenden Larven, dieser Unterschied war signifikant ($p < 0,05$).

Wurde bei gegebener Dosisstufe die Einwirkzeit von 24 Stunden auf 48 Stunden ausgeweitet, so führte dies in aller Regel zu einer hochsignifikanten Verbesserung der Abtötungsrate. Dies wurde in der Dosisstufe „0,5 %“ nicht beobachtet; selbst nach zwei Tagen Inkubation blieb eine Wirkung aus (Abb. 8b).

Eine weitere Ausweitung der Versuchsdauer von 48 Stunden auf 72 Stunden hatte auf die Abtötungsrate der Larven keinen signifikanten Einfluss. In den beiden niedrigsten Dosierungen mit 0,5 % und 1 % Kieselsäure im Gemisch waren nach drei Tagen nur unwesentlich mehr Insekten als nach zwei Tagen verendet, wobei der Gesamtanteil der überlebenden Versuchstiere zu diesem Zeitpunkt mit etwa 45 % und mehr noch recht hoch war. Wurden zwei Prozent Kieselsäure und mehr im Gemisch eingesetzt, waren bereits nach 48 Stunden nahezu sämtliche Insekten abgetötet und die nach 72 Stunden zusätzlich verendeten Tiere führten nicht zu einer signifikanten Verbesserung des Gesamtergebnisses (Abb. 8a, b).

4.3.2 *Alphitobius-Imagines*

Wie sich schon in den zuvor durchgeführten Untersuchungen (siehe 4.1.2) andeutete, waren adulte Getreideschimmelkäfer deutlich weniger empfindlich gegenüber einer Kieselsäureexposition als das Larvenstadium. Die niedrigste verwendete INDISPRON®P406-Dosis von 0,5 % im Einstreugemisch zeigte auch nach 72 Stunden noch keinerlei Wirkung, sämtliche Versuchstiere überlebten.

Erst nach Dosiserhöhung auf 1 % Kieselsäure und mehr im Substrat traten letale Effekte ein. Nach 24 Stunden waren in diesen Versuchsgruppen zwar Imagines verendet, deren Anteil überstieg aber zehn Prozent nie (Abb. 9a).

Ein deutlicher Trend hinsichtlich verbesserter Wirkung bei Einsatz höherer Dosierungen war nach Ablauf des ersten Versuchstages noch nicht auszumachen. Eine signifikant höhere Abtötungsrate im Vergleich zweier aufeinanderfolgender Dosisstufen ließ sich nur zwischen den Expositionen mit 1 % und 2 % Kieselsäure bzw. 2,5 % und 3 % Kieselsäure feststellen. Obwohl in den Versuchsgruppen, die mit 2,5 % sowie 5 % Kieselsäure behandelt wurden, die Abtötungsrate jeweils signifikant ($p < 0,05$) niedriger war als in den nächstniedrigeren Dosisstufen, bleibt anzumerken, dass die Abtötung in allen Konzentrationsstufen mit weniger als 10 % unzureichend war (Abb. 9).

Nach Exposition der Getreideschimmelkäfer gegenüber dem INDISPRON®P406-Einstreugemisch für 48 Stunden ließ sich mit jeder Erhöhung der Dosierungsstufe eine zugleich signifikant bessere Abtötungsrate erreichen. Die deutlichste Verbesserung zeigte sich nach Erhöhung des Kieselsäuregehaltes von 1 % auf 2 %, wobei der Anteil überlebender Insekten um 46,7 % reduziert werden konnte (Abb. 9a). Noch markanter kam der Unterschied bei Ausweitung der Einwirkzeit auf 72 Stunden zum Tragen. Während in der einprozentigen Dosierung nach drei Versuchstagen noch mehr als 75 % der Imagines lebten, waren es in der nächsthöheren Dosierung mit 2,0 % Kieselsäurezusatz lediglich 17,1 %. Eine weitere Anhebung des Kieselsäuregehaltes im Substrat auf bis zu 4 % führte zu jeweils signifikant niedrigeren Überlebensraten (Abb. 9b). Der Einsatz der höchsten Dosisstufe brachte keine zusätzliche signifikante Verbesserung.

Bei allen Dosisstufen mit Ausnahme des Einstreugemisches mit 0,5 % Kieselsäureanteil war es durch Verlängerung der Einwirkzeit von 24 Stunden auf 48 Stunden möglich, die Anzahl abgetöteter Insekten signifikant ($p < 0,001$) zu erhöhen. Bei weiterer Ausdehnung des Versuchszeitraumes auf 72 Stunden ließ sich der Anteil toter Getreideschimmelkäfer nochmals signifikant ($p < 0,001$) gegenüber der achtundvierzigstündigen Exposition erhöhen. Abtötungsraten von mehr als 95 % waren bei den gewählten Versuchsparametern nur mit Kieselsäurekonzentrationen von ≥ 3 % im Einstreugemisch nach dreitägiger Versuchsdauer zu erreichen.

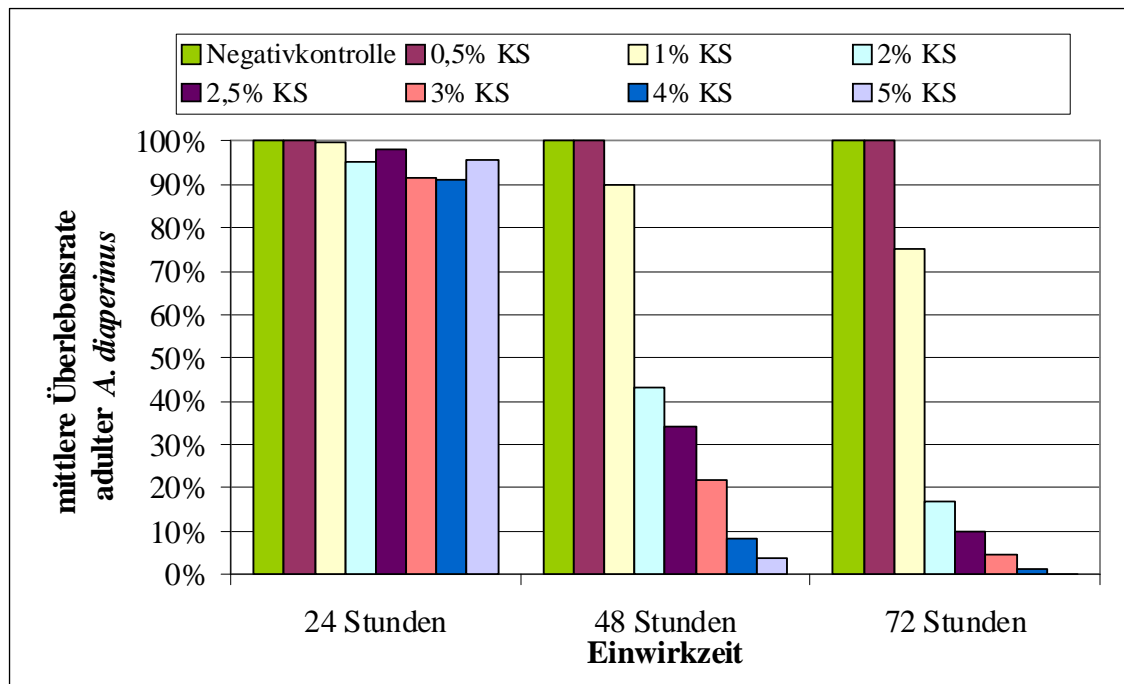


Abb. 9a

(Signifikanzen für Vergleiche zwischen verschiedenen Expositionszeiten einer Dosisstufe Siehe Kapitel 9.5 /Anhang)

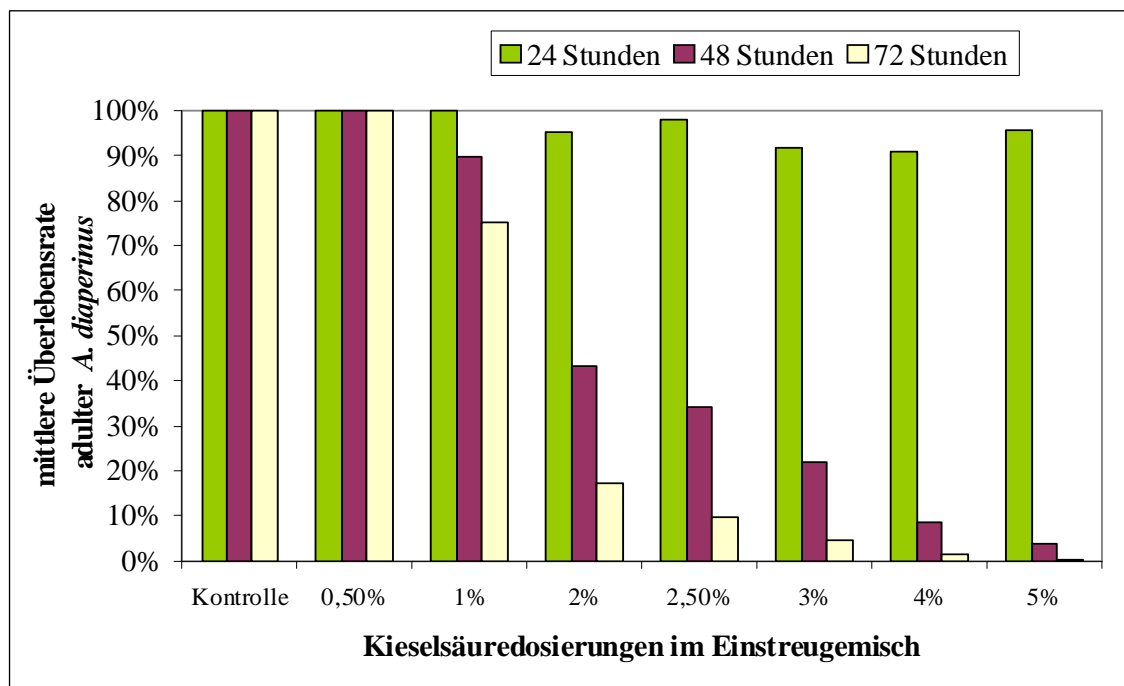


Abb. 9b

Abb. 9a,b: Überlebensraten von adulten *A. diaperinus* nach Kieselsäureexposition (KS) im Einstreugemisch unter Berücksichtigung der Einwirkzeit (9a) und der Kieselsäuredosierung (9b).

(Signifikanzen für Vergleiche zwischen verschiedenen Dosisstufen bei gegebener Expositionszeit siehe Kapitel 9.4 /Anhang)

Vergleicht man die Empfindlichkeit der *Alphitobius diaperinus*-Larven und -Adulti gegenüber INDISPRON®P406 im vorliegenden Versuchsaufbau, so erweisen sich Larven als signifikant empfindlicher. Eine Ausnahme hiervon bildete die niedrigste untersuchte Dosierung (0,5 %iges Einstreugemisch), da in dieser Dosisstufe bei bis zu zweitägiger Einwirkzeit gegenüber beiden Entwicklungsstadien keinerlei Wirkung zu verzeichnen war. Die nach 72 Stunden ermittelten Überlebensraten für die 0,5 %-Dosierung unterschieden sich minimal und damit nicht signifikant ($p = 0,497$).

4.4 Wirkung der Kieselsäureformulierung INDISPRON®P406 in Einstreu bei alimentärer Flüssigkeitszufuhr

Ähnlich wie in den zuvor durchgeführten Untersuchungen zeigte sich auch in der hier überprüften Dosisstufe von 3 % Kieselsäure im Einstreugemisch eine gute Wirksamkeit des Präparates insbesondere auf die Larvenstadien. Vierundzwanzig Stunden nach Versuchsbeginn lebten nur noch 27,8 % der exponierten Larven, nach 48 Stunden noch etwa drei Prozent und weitere 24 Stunden später waren mehr als 99 % aller Larven verendet (Abb. 10). Demgegenüber lebten nach einem Tag Expositionsdauer noch 98 % der adulten Getreideschimmelkäfer. Deren Anzahl reduzierte sich allerdings nach 48 Stunden auf 26,9 % und nach 72 Stunden auf etwa 10 % der Ausgangspopulation (Abb. 11).

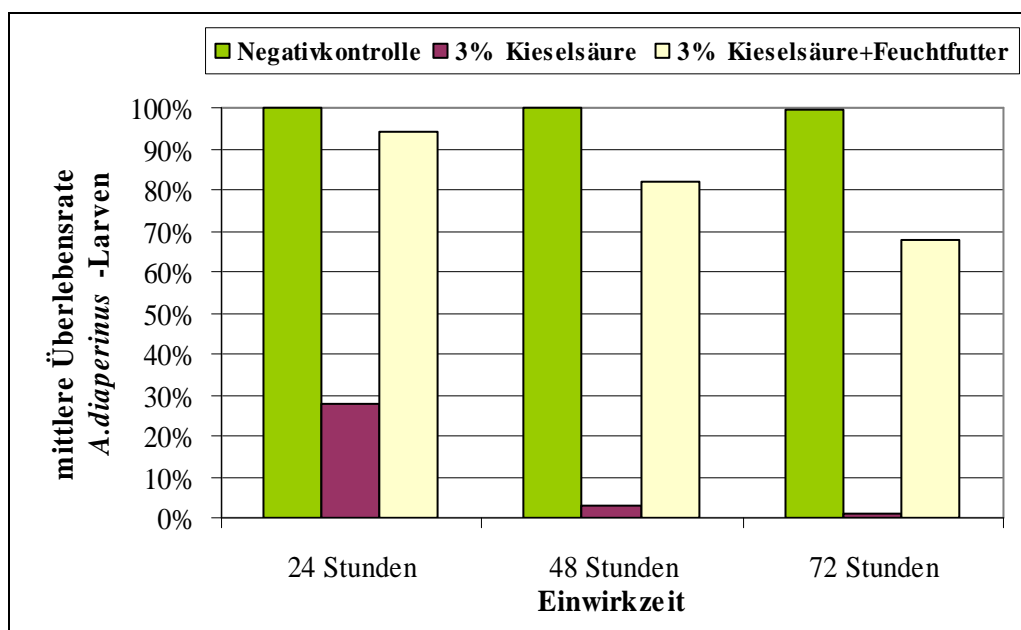


Abb. 10: Kieselsäurewirkung auf *A. diaperinus*-Larven bei alimentärer Flüssigkeitszufuhr ($p < 0,001$ für 3% KS:3% KS+FF, NK sowie NK: 3% KS+FF (24h, 48h, 72h))

Das Anbieten von Feuchtfutter hatte einen unerwartet starken Einfluss auf die Wirksamkeit der Kieselsäureformulierung. Besonders die *Alphitobius*-Larven, welche sich zuvor immer als sehr empfindlich gegenüber der INDISPRON®P406-Behandlung erwiesen hatten, verendeten in stark verminderten Stückzahlen. In den Versuchsgruppen mit Feuchtfutterzulage lebten 24 Stunden nach Versuchsbeginn noch 94,2 % der Larven (Abb. 10). Selbst nach maximaler Einwirkzeit von 72 Stunden wurde weniger als ein Drittel der Larven abgetötet. Die INDISPRON®P406-Wirksamkeit war im Hinblick auf adulte *Alphitobius diaperinus* ebenfalls erheblich reduziert. Nach Inkubationszeiten von 24, 48 und 72 Stunden lebten jeweils noch 99,8 %, 98,7 % sowie 95,6 % der Ausgangspopulation (Abb. 11). Der erzielte Effekt des Biozides bei Verfügbarkeit von Wasser in Form von Feuchtfutter war demzufolge nur sehr gering.

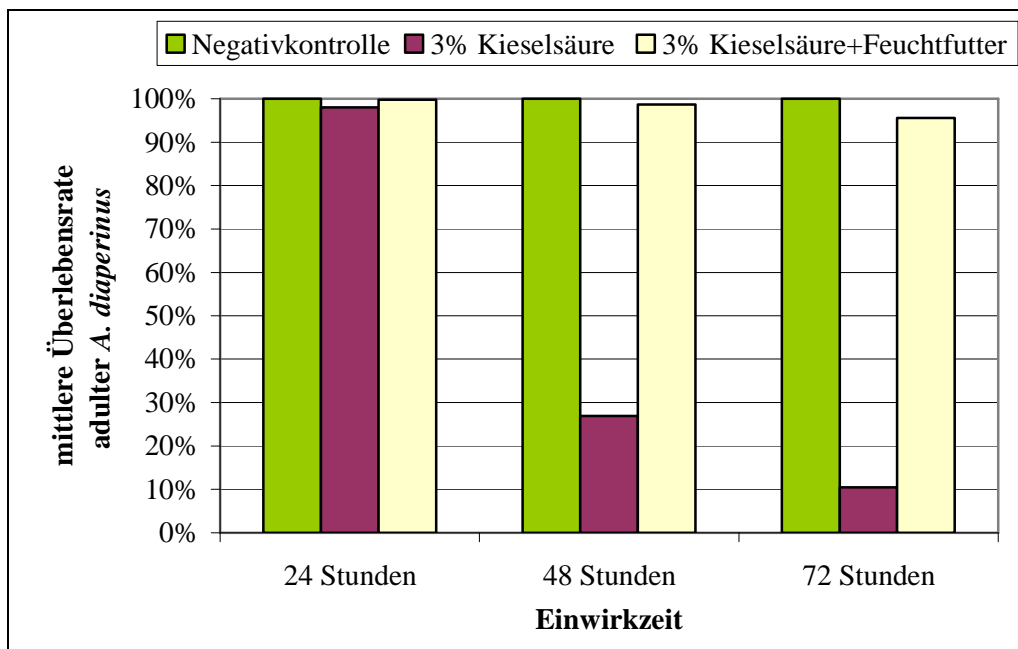


Abb. 11: Kieselsäurewirkung auf adulte *A.diaperinus* bei alimentärer Flüssigkeitszufuhr ($p < 0,05$ für 3% KS:3% KS+FF, NK (24h); 3% KS:3% KS+FF, NK: 3% KS+FF (48h); $p < 0,01$ für 3% KS:3% KS+FF, NK sowie NK: 3% KS+FF (72h))

Die Wirkung von 3 % Kieselsäurezulage ohne Feuchtfutterangebot war der mit Feuchtfutterzulage (bei gegebener gleicher Einwirkzeit und innerhalb des untersuchten Entwicklungsstadiums) mit Blick auf die Abtötungsraten nahezu immer hochsignifikant ($p < 0,001$) überlegen. Bei Betrachtung der Imagines nach 24 h Inkubationszeit ließen sich ebenfalls signifikante Differenzen ermitteln ($p = 0,01$). Im Vergleich zur Kontrollgruppe schnitten beide Kieselsäuregruppen (3 % Zulage mit/ohne Feuchtfutter) bezüglich der Anzahl

verendeter Insekten signifikant ($p < 0,05$) besser ab. Einzig in der Parameterkombination „Imago/24 h Einwirkzeit“ bestand kein signifikanter Unterschied zwischen der Kontrollgruppe und der „Feuchtfuttergruppe“; da beide zum genannten Zeitpunkt nur um ein einziges verendetes Versuchstier differierten.

Betrachtet man den Einfluss der Inkubationszeit auf die erzielten Abtötungsraten, so ließ sich in der Versuchsgruppe mit ausschließlichem Kieselsäurezusatz durch Ausdehnung derselben von 24 Stunden auf 48 Stunden sowohl bei Imagines als auch Larven eine hochsignifikante Erhöhung ($p < 0,001$) nachweisen. Eine Verlängerung der Einwirkzeit um weitere 24 Stunden führte nochmals zu signifikanter Verbesserung des Resultates ($p < 0,001$). In der Imago-Versuchsgruppe mit Feuchtfutterzulage war keine signifikante Verbesserung der Wirkung nach achtundvierzigstündiger Einwirkzeit gegenüber dem vorherigen Auswertungszeitpunkt ermittelbar ($p = 0,062$). Dies gelang aber für die unter gleichen Bedingungen gehaltenen Larven ($p < 0,001$). Für beide Entwicklungsstadien ließ sich durch Verlängerung der Kontaktdauer von zwei auf drei Tage (bei Angebot von Feuchtfutter) eine signifikante ($p \leq 0,004$) Wirkungsverbesserung zeigen. Während der dreitägigen Versuchsdauer wurde das Feuchtfutter nicht erneuert. 48 Stunden nach Versuchsbeginn konnte der weitgehende Verzehr des Frischfutters festgestellt werden.

4.5 Untersuchungen zur Langzeitwirkung niedrig dosierter Kieselsäurebehandlungen

*4.5.1 Überlebensdauer adulter *Alphitobius diaperinus**

Die in den Negativkontrollen nach vier Wochen aufgetretenen Verluste an toten Tieren mit einem Umfang von 19 Getreideschimmelkäfern entsprechen bei insgesamt 585 reisolierten Imagines einer Überlebensrate von 96,8 %; diese ist etwas niedriger als in vorangegangenen kürzeren Versuchen. Aufgrund des langen Untersuchungszeitraumes ist diese Beobachtung wahrscheinlich im Wesentlichen auf natürliche Mortalität zurückzuführen (Abb. 12).

In der Versuchsgruppe mit 0,5 % Kieselsäuregehalt im Einstreugemisch ließen sich nach 28 Tagen noch 89,3 % lebende Imagines nachweisen. Demgegenüber überstanden in der Gruppe mit 1,0 % Kieselsäureanteil nur 57,3 % der Imagines den Versuch vital (Abb.12). Beide Behandlungsgruppen unterschieden sich in dieser Hinsicht hochsignifikant ($p < 0,001$).

Verglichen mit der Kontrollgruppe verendeten in den Behandlungsgruppen jeweils für sich betrachtet ebenfalls hochsignifikant mehr Insekten ($p < 0,001$).

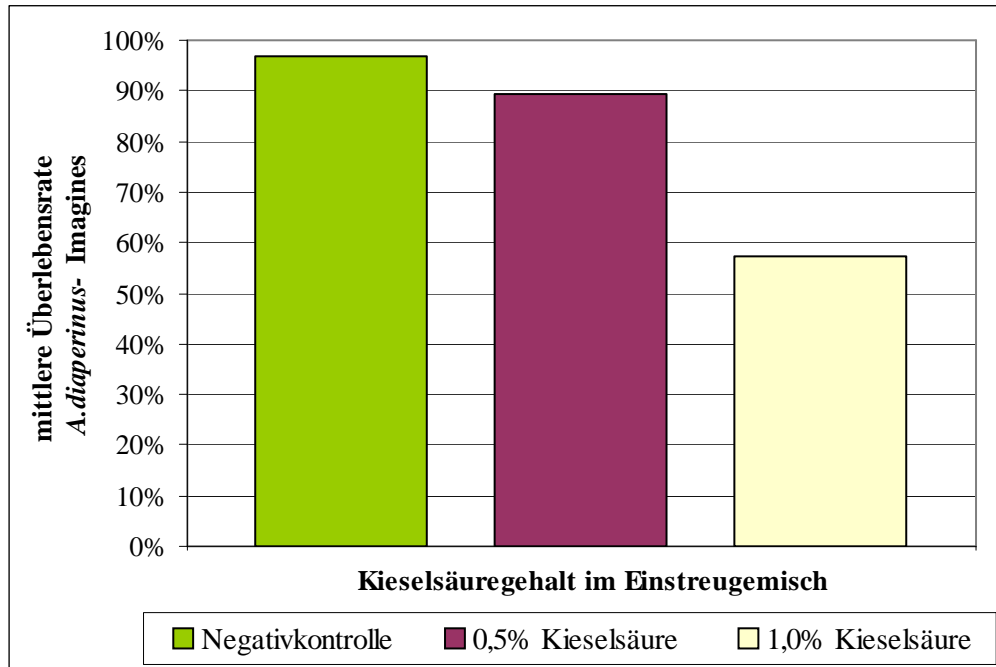


Abb. 12: *A. diaperinus* im Kieselsäure-Einstreu-Mix (1): Überlebende Imagines nach 28 Tagen ($p < 0,001$ für 0,5 % KS:1,0 % KS sowie für beide KS-Gruppen gegenüber der Negativkontrolle)

Wie die bis dahin durchgeführten Untersuchungen vermuten ließen, war in den verwendeten niedrigen Kieselsäuredosierungen bei verfügbarer Flüssigkeit nicht mit hohen Abtötungsraten zu rechnen. Diese Beobachtung konnte auch bei langer Einwirkzeit von 28 Tagen bestätigt werden. Überlebende Käfer waren in der Regel lebhaft beweglich und zeigten keine auffälligen Verhaltensänderungen

4.5.2 Reproduktion

Hinsichtlich des erzielten Fortpflanzungserfolges ließen sich deutliche Unterschiede zwischen den Versuchsgruppen ausmachen. Die Elterntiere der Negativkontrolle produzierten in der 28 Tage währenden Versuchsphase durchschnittlich etwa 1600 Nachkommen (Abb. 13). Die höchste registrierte Larvenzahl innerhalb eines Versuchsdurchganges betrug nahezu 2300 Exemplare. Demgegenüber war die Fortpflanzungsleistung in den Behandlungsgruppen

deutlich reduziert. Bei Verwendung des Substratgemisches mit 0,5 % Kieselsäurebeimengung ließen sich im Mittel nur 119 Larven und mit 1 % Kieselsäure nur 176 *Alphitobius*-Larven nachweisen (Abb. 13). Die erzeugten Larvenzahlen der beiden Behandlungsgruppen unterscheiden sich jedoch nicht signifikant ($p > 0,05$).

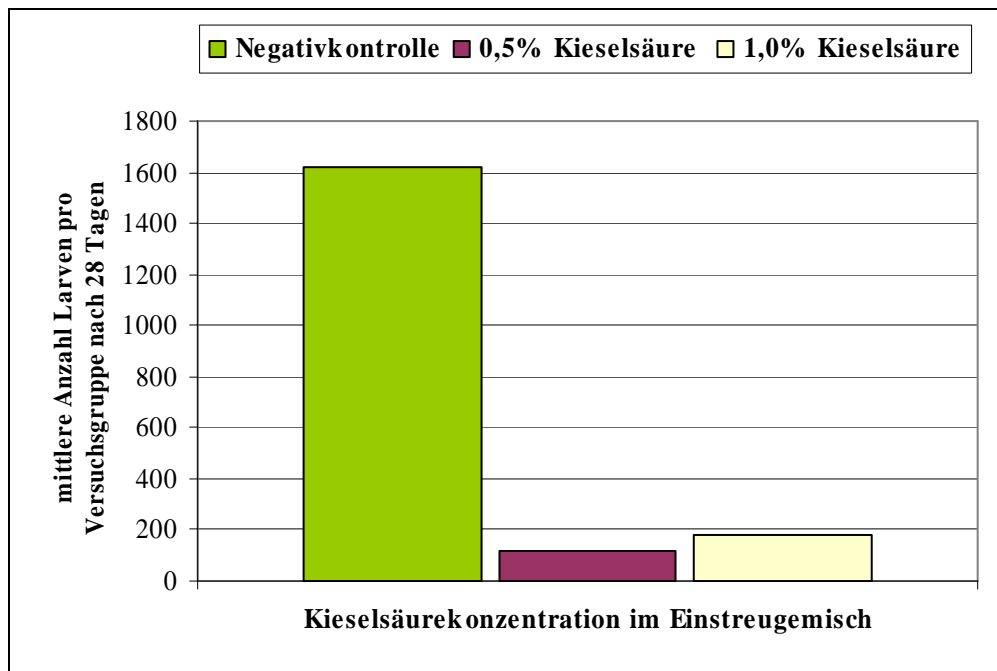


Abb. 13: *A. diaperinus* im Kieselsäure-Einstreu-Mix (2): Reproduktionserfolg nach 28 Tagen ($p < 0,05$ für 0,5 % KS:NK sowie für 1,0 % KS:NK)

Insgesamt wurden bei diesem Versuch in den Behandlungsgruppen signifikant ($p < 0,05$) weniger lebende Getreideschimmelkäferlarven nachgewiesen als in der Kontrollgruppe. Bei Auswertung des geschätzten Alters der erfassten Larven nach 28 Tagen Exposition traten zwischen den drei Gruppen deutliche Unterschiede zutage. Die individuenstarke Larvenpopulation der Negativkontrolle setzte sich zu 98,6 % aus älteren Larven (>1 mm Länge, bräunlich gefärbt) zusammen (Abb.14). Diese Altersklasse umfasste in der Behandlungsgruppe mit 0,5 % Kieselsäurezusatz nur 66,9 % und damit signifikant ($p < 0,001$) weniger Tiere. Die Behandlungsgruppe mit 1,0 % Kieselsäure wiederum wies mit 98,3 % frischgeschlüpften Larven (Länge bis 1 mm, cremefarben) eine zur Negativkontrolle nahezu spiegelverkehrte Altersverteilung der Larven auf. Zwischen allen drei Gruppen bestanden hochsignifikante Unterschiede hinsichtlich der Altersverteilung der Larven ($p < 0,001$; Abb.14).

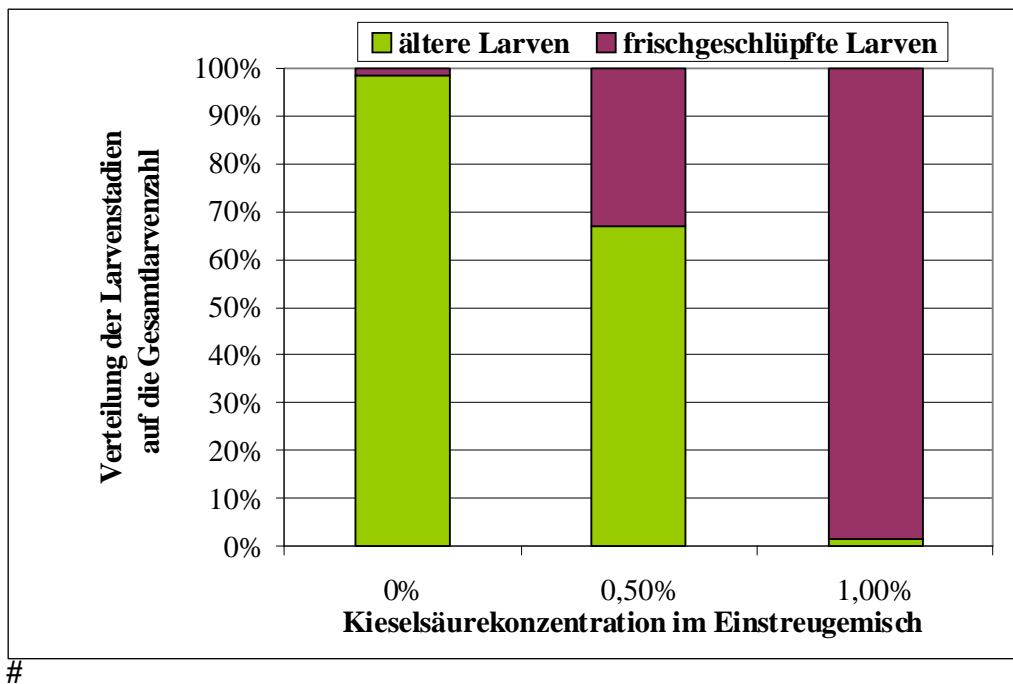


Abb. 14: Zusammensetzung der Larvenpopulation bei Reproduktion unter Kieselsäureeinfluss ($p < 0,001$ für 0,5 % KS: 1,0 % KS sowie für beide KS-Gruppen gegenüber der Negativkontrolle (0 % KS))

4.6 Wirkung der Kieselsäureformulierung INDISPRON® P406 in Einstreu bei Simulation von Feldbedingungen mit Hühnerküken

In diesem den Verhältnissen in der Praxis angenäherten Versuch war zu beobachten, dass sich die Getreideschimmelkäfer nach Besatz der Mörtelwannen umgehend in das Einstreumaterial eingruben. Das gedämpfte Licht der wärmespendenden Infrarotlampen vertrieb die Insekten jedoch nie vollständig von der Substratoberfläche, so dass dort stets Käfer zu beobachten waren. Diese hielten sich anfangs bevorzugt im Randbereich der Wannen auf. Später waren die Tiere im Wesentlichen in Bereichen zu finden, die feuchten Kükenkot und Futterreste enthielten.

Obwohl ein Gitterrost die Erbeutung der Versuchskäfer durch die Hühnerküken verhindern und durch Präparation der Wannen mit Klebeband die Flucht von Käfern unterbunden werden sollte, konnten nach einwöchiger Versuchsdauer nicht alle Insekten aus dem Substrat reisoliert werden. In den Kontrollgruppen fehlten nach drei Versuchsdurchgängen insgesamt 27 von 1500 eingesetzten Käfern, in den Gruppen mit 2,5 % und 5,0 % Kieselsäurezusatz jeweils neun und zwei Imagines bei identischer Ausgangspopulation. Der genaue Verbleib der Tiere konnte nicht eruiert werden, jedoch ist eine Prädation bzw. ein Entkommen nicht sicher

auszuschließen. Andererseits kann davon ausgegangen werden, dass diese Tiere wahrscheinlich der Kieselsäurewirkung nicht erlagen. Die Wiederfindungsrate der Käfer betrug in allen Durchgängen je Gruppe stets über 96 %.

In den Kontrollgruppen überlebten im Mittel 98,6 % der eingesetzten Käfer; über den gesamten Versuchszeitraum verendeten insgesamt lediglich 20 Individuen. Mit 17,1 % (255 von 1491) reisolierten Getreideschimmelkäfern überlebten in der Versuchsgruppe im Einstreugemisch mit 2,5 % INDISPRON®P406 hochsignifikant ($p < 0,001$) weniger Versuchstiere als in der Kontrollgruppe (Abb.15). Eine Erhöhung des Kieselsäureanteils im Einstreumaterial auf 5 % resultierte in einer verbesserten Wirkung (Überlebensrate 6,4 %), die dem Einstreugemisch mit 2,5% INDISPRON®406 hochsignifikant überlegen war ($p < 0,001$; Abb. 15).

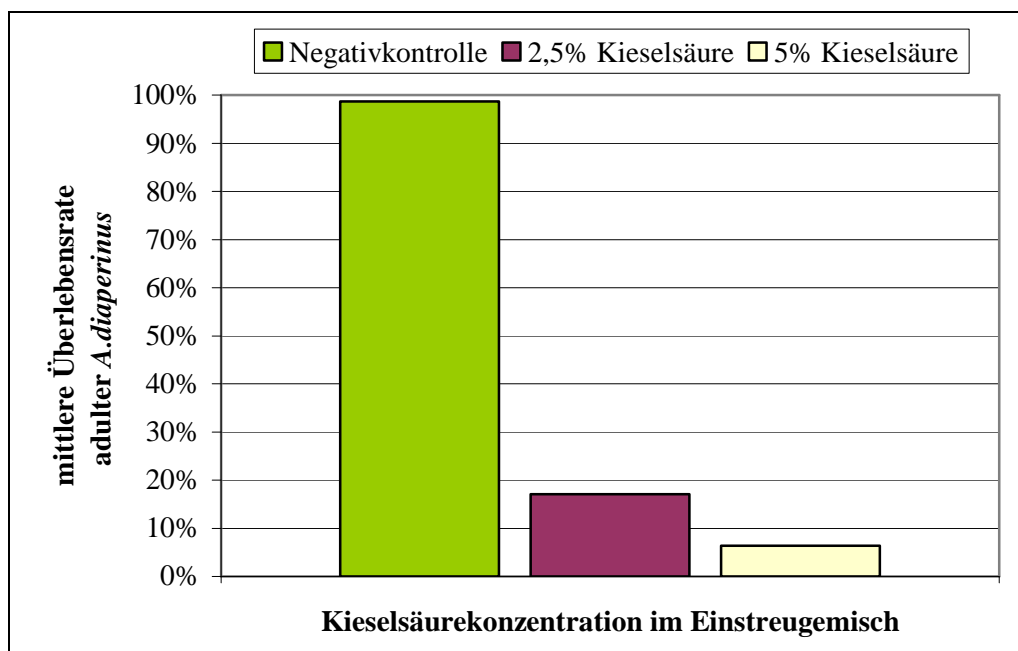


Abb. 15: Wirksamkeit von INDISPRON®P406 auf adulte *A. diaperinus* unter simulierten Feldbedingungen ($p < 0,001$ für 2,5% KS: 5% KS sowie für beide Gruppen gegenüber der Negativkontrolle)

Nach Ende jedes Versuchsdurchganges waren in den Wannen der Kontrollgruppe stets frisch geschlüpfte Getreideschimmelkäferlarven zu beobachten. Da zu Versuchsbeginn keine Larven in die Wannen eingesetzt wurden, müssen diese Larven das Ergebnis einer erfolgten Eiablage nach Besatz mit begatteten Weibchen sein. Da in diesem Versuch keine definierte Anzahl weiblicher Käfer verwendet wurde, ist eine quantitative Auswertung der beobachteten

Larvenzahlen nicht sinnvoll. Auffallend war jedoch, dass in den Versuchsgruppen mit Kieselsäurezusatz nie Larven nachgewiesen werden konnten.

Das untersuchte Substrat selbst war zum Auswertungszeitpunkt weitestgehend trocken und stark mit Geflügelfutteranteilen durchsetzt. Nur geringe Mengen teilweise leicht miteinander verbackener feuchter Kothäufchen waren nachweisbar.

5 Diskussion

Vor 50 Jahren nur Wenigen bekannt, hat der Glänzendschwarze Getreideschimmelkäfer (*Alphitobius diaperinus*) im Gefolge des landwirtschaftlichen Strukturwandels besonders in der Geflügelhaltung einen bemerkenswerten Siegeszug rund um die Welt angetreten. Zeitgleich entwickelte er sich zu einem nicht zu unterschätzenden Schadorganismus, dessen Vorkommen in der Regel auch mit wirtschaftlichen Verlusten verknüpft ist. Der überwiegende Anteil der publizierten Untersuchungen zu dieser Spezies ist angloamerikanischer, australischer und lateinamerikanischer Herkunft. Dies ist einerseits auf Bedeutung und Umfang der in diesen Regionen betriebenen Geflügelproduktion zurückzuführen, andererseits auf die dem Käfer dort besonders zusagenden klimatischen Bedingungen und Geflügelhaltungssysteme. Die Tatsache, dass in Deutschland zahlreiche *Alphitobius*-Nachweise aus Geflügelhaltungsbetrieben mit recht hohen Individuendichten des Insektes vorliegen (eigene Untersuchungen 2006, BROENING persönliche Mitteilung 2010), unterstreicht die wachsende Bedeutung des Schädling auch in unseren Breiten.

Das Spektrum der anwendbaren Bekämpfungsverfahren und Möglichkeiten der Befallskontrolle von Getreideschimmelkäfern ist prinzipiell recht vielfältig (GEDEN und HOGSETTE 2001, DUNFORD und KAUFMAN 2006). Keine der Methoden für sich allein angewandt kann jedoch vollkommene Käferkontrolle gewährleisten, da beispielsweise die Biologie des Käfers, das Haltungssystem, klimatische Verhältnisse oder wirtschaftliche Zwänge limitierend wirken.

Eine bis heute sehr wichtige Säule der Getreideschimmelkäferbekämpfung, der Einsatz chemisch-synthetischer Insektizide, erfährt zunehmend Einschränkungen. Zahlreiche Autoren berichten von vermehrter Resistenzentwicklung gegenüber verschiedenen Wirkstoffen und auch Wirkstoffgruppen (WAKEFIELD und COGAN 1990, LAMBKIN 2005, HAMM 2006, LAMBKIN 2006). Auch längere Perioden ohne Insektizideinsatz führen nicht immer zum Wiedererlangen einer ausreichenden Wirksamkeit gegenüber *Alphitobius diaperinus*. Um die Effektivität der heute verfügbaren Pestizide so lange wie möglich zu erhalten, ist daher ein restriktiver Einsatz dringend erforderlich, zumal von einer fortwährenden Neuzulassung innovativer Wirkstoffe nicht ausgegangen werden kann.

Da in der ökologischen Landwirtschaft der Einsatz chemisch-synthetischer Pestizide nicht zugelassen ist und generell Bestrebungen existieren, die Anwendung von Pestiziden aus Gründen des Umwelt- und Verbraucherschutzes möglichst zu minimieren, ergibt sich ein Bedarf an umweltschonenden Bekämpfungsalternativen (GOLOB 1997). Die Verwendung amorpher Kieselsäuren im Rahmen der Integrierten Schädlingsbekämpfung könnte in diesem Sinne eine Ergänzung der Maßnahmenpalette darstellen, zumal die früher häufig geäußerten Bedenken hinsichtlich möglicher Gesundheitsschäden nach Inhalation der Silikate durch neuere Publikationen relativiert werden müssen. Für die Entstehung fibrotischer Lungenveränderungen (wie sie durch kristalline Kieselsäuren hervorgerufen werden können und als „Silikose“ gefürchtet sind) durch synthetische amorphe Silikate gibt es keine gesicherten Hinweise. Auch in Tierexperimenten zeigten sich selbst nach langen Expositionszeiten mit hohen Konzentrationen keine dauerhaften Lungenveränderungen (MERGET 2002), so dass diese Stoffgruppe bei ordnungsgemäßer Anwendung und kurzer Exposition als gesundheitlich unbedenklich gelten kann (FERCH et al. 1987). KORUNIC (1998) bezeichnet Diatomeenerde, ein Silikat biogenen Ursprungs, gar als eines der sichersten Pestizide.

Ein großer Teil der Wirksamkeitsstudien von amorphen Silikaten wurde mit Vorratsschädlingen durchgeführt, beispielsweise dem Kornkäfer *Sitophilus granarius* (MEWIS und ULRICH 2001a, 2001c, ULRICH et al. 2006), dem Amerikanischen Reismehlkäfer (*Tribolium confusum*) (ALDRYHIM 1990) oder dem bekannten Mehlkäfer *Tenebrio molitor* (MEWIS und ULRICH 2001a, 2001c). Letztere beiden Arten gehören ebenso wie *Alphitobius diaperinus* zur Familie Schwarzkäfer (Tenebrionidae). Infolge der ermutigenden Resultate dieser Untersuchungen sind mittlerweile mehrere Produkte für den Vorratsschutz auf Basis amorpher Silikate auf dem Markt.

Zum Glänzendschwarzen Getreideschimmelpilz ist aus der Literatur lediglich eine einzige Untersuchung im Zusammenhang mit Diatomeenerde bekannt (ALVES et al. 2008), so dass auf diesem Gebiet noch erheblicher Forschungsbedarf besteht. Da für *Alphitobius diaperinus* zunächst keinerlei Daten hinsichtlich der erforderlichen Aufwandmengen an Kieselsäure vorlagen, wurden Erfahrungswerte des Herstellers der verwendeten Kieselsäureformulierung mit anderen Schädarthropoden herangezogen (SCHEFFLER persönliche Mitteilung 2007). Zunächst wurden sechs, drei und ein Gramm INDISPRON® P406 je Quadratmeter behandelter Fläche eingesetzt, um grundlegende Daten zur Empfindlichkeit des Getreideschimmelpilzes

zu sammeln. Diese Versuche fanden anfangs ohne sonstiges Medium statt, es wurden lediglich ein Kontakt zwischen Insekt und Insektizid hergestellt, definierte Umweltbedingungen geschaffen und nach zuvor festgelegten Zeiträumen die Mortalitätsraten ermittelt.

Die zu Beginn durchgeführten Versuche zur Dosisfindung demonstrierten deutlich die Effekte der amorphen Kieselsäuren auf Getreideschimmelkäferstadien. Käferlarven zeigten sich deutlich empfindlicher als Imagines. Die Ursache hierfür ist nicht vollkommen geklärt, jedoch beschreibt ARMOLD (1969) eine unterschiedliche Zusammensetzung der epikutikularen Fette verschiedener Entwicklungsstadien von Steinfliegen, MEWIS und ULRICH (2001a) erwähnen dies für Wanderheuschrecken. Derartige Differenzen sind auch für *Alphitobius diaperinus* denkbar. Aus diesen chemischen Unterschieden könnte ein verändertes Sorptionsverhalten der Kieselsäuren resultieren, was sich auf die Mortalitätsrate auswirkt. Abnehmende Empfindlichkeiten mit dem Fortschreiten der Larvalentwicklung, wie von SUBRAMANYAM et al. (1998) sowie MEWIS und ULRICH (2001c) für *Plodia interpunctella* beschrieben, beruhen unter Umständen ebenfalls auf Modifikationen der Epikutikula im Laufe der Individualentwicklung.

MEWIS und ULRICH (2001c) konnten stadienspezifische Unterschiede hinsichtlich der Empfindlichkeit gegenüber Diatomeenerden beim Mehlkäfer *Tenebrio molitor* ausmachen, allerdings verendeten dort bevorzugt Adulti. Der Grund hierfür könnte die Fähigkeit der Larven sein, mittels ihres Rektalkomplexes Wasser aus der Umgebungsluft zu absorbieren und damit der silikatassoziierten Dehydratation entgegenzuwirken. Ob und in welchem Umfang auch Larven von *Alphitobius diaperinus* über diese Fähigkeit verfügen, ist nicht bekannt; offensichtlich kann aber artifiziell verursachten Wasserverlusten nicht annähernd effektiv begegnet werden. Adulte Käfer scheinen jedoch aus mit Wasserdampf gesättigter Luft Feuchtigkeit aktiv aufnehmen zu können (SALIN et al. 1999), was eventuell zu deren größerer Resistenz beiträgt.

Alphitobius-Larven sind sehr motil und bewegen ein relativ langes Abdomen mit Hilfe ihrer weit cranial gelegenen Gliedmaßen. Ihr reger Stoffwechsel in Kombination mit einer großen Kontaktfläche zum untersuchten Kieselsäurepräparat stellt möglicherweise einen weiteren prädisponierenden Faktor dar, um bei forcierter Wasserabgabe empfindlicher zu reagieren als Imagines.

Bemerkenswert ist die Beobachtung, dass mit dem gewählten Versuchsaufbau bei Käferlarven scheinbar keine ausgeprägte Dosisabhängigkeit der Wirksamkeit besteht. Die Verwendung höherer Dosierungen führte nur innerhalb eines kurzen Zeitintervalls, während der ersten zwölf Stunden, zu geringfügig besseren Versuchsergebnissen. Insgesamt gesehen zeigten alle Versuchsdosierungen einen recht ähnlichen Wirkungsverlauf. Nach 24 Stunden lebten in allen Gruppen nahezu keine Insektenlarven mehr. Dies lässt vermuten, dass es sich bei der Adsorption der Kieselsäure an die Insektenoberfläche zumindest kurzfristig um einen sättigbaren Prozess handelt, bei welchem nur eine definierte Menge Silikat pro Insekt gebunden werden kann. Manche Autoren beschreiben zwar die Wiederherstellung einer durch adsorbierende oder abrasive Stäube beeinträchtigten Epikutikularlipidschicht, dies erfordert speziesabhängig jedoch eine gewisse Zeitspanne (EBELING 1971). Offensichtlich reichen die Reparaturmechanismen von *Alphitobius diaperinus*, falls vorhanden, nicht aus, um innerhalb von 24 Stunden die durch INDISPRON®P406 in den gewählten Dosierungen verursachten Alterationen am Integument zu kompensieren.

Die nach 18 Stunden Exposition überraschenderweise festgestellte beste Wirkung der niedrigsten Dosierung ($1,04 \text{ g/m}^2$) auf die Larven ist vermutlich durch Zufall bedingt, da sich die Abtötungsdynamik in allen untersuchten Versuchsgruppen sehr ähnelt und auch nur zu diesem einen Auswertungszeitpunkt Signifikanz vorliegt. Ein ähnliches Phänomen war bei der Untersuchung der Imagines zu beobachten: Nachdem 12 Stunden nach Expositionsbeginn die Dosis $6,25 \text{ g/m}^2$ noch signifikant bessere Resultate lieferte als zumindest die Dosis $1,04 \text{ g/m}^2$, war im gesamten weiteren Versuchsverlauf die mittlere Dosierung ($3,125 \text{ g/m}^2$) die wirksamste. Nachdem im Zeitraum zwischen 12 Stunden und 18 Stunden Inkubationsdauer die Abtötungsrate der mittleren Dosierung eine deutliche Verbesserung erfuhr und die anderen Dosierungen signifikant übertraf, wurde in der Folge keine weitere deutliche Verbesserung erreicht. Der erzielte „Vorsprung“ wurde also lediglich beibehalten, die Gruppen ähnelten sich in der Folge bezüglich des erreichten Abtötungserfolges sehr stark.

Der Versuchsaufbau, wie er zur Dosisfindung zunächst gewählt wurde, ist nicht sehr praxisnah. Verschiedene Umweltfaktoren wie z.B. relative Luftfeuchte und Umgebungstemperatur haben einen Einfluss auf den physikalischen Wirkmechanismus und damit die Effektivität der Silikate. Dabei lässt sich hinsichtlich der Temperatur kein speziesübergreifendes einheitliches Muster zugrunde legen, wie ALDRYHIM (1990) beobachten konnte. Bei seinen Versuchen mit *Sitophilus granarius* und *Tribolium confusum*

erwies sich erstere Spezies bei 30 °C als empfindlicher gegenüber einer Silikatbehandlung; *Tribolium confusum* vertrug demgegenüber bei identischer Luftfeuchte Temperaturen von 20 °C schlechter. ALVES et al. (2008) konnten für *Alphitobius diaperinus* bei höheren Temperaturen ansteigende Mortalitäten nachweisen, lassen die dabei herrschende Luftfeuchte aber außer Acht.

SALIN et al. (1999) zeigten, dass die Wasserabgabe von *A. diaperinus* bei intakter epikutikulärer Lipidschicht und bei einem Temperaturanstieg von 20 °C auf 40 °C sowohl in trockener als auch in feuchter Luft nur langsam ansteigt, obwohl sich der Stoffwechsel gleichzeitig vervierfacht. Erst die Überschreitung einer bestimmten kritischen Temperatur (ca. 40 °C) hat eine rapide Verstärkung der Transpiration zur Folge, wobei die Wasserabgabe in erster Linie über das Tracheensystem erfolgt. Die Temperatur allein scheint also in gewissen Grenzen von untergeordneter Bedeutung für das Ausmaß der Transpiration zu sein; zugleich verfügt *A. diaperinus* unter physiologischen Bedingungen offenbar über Regulationsmechanismen, die den Wasserhaushalt effektiv kontrollieren.

Betrachtet man hingegen isoliert die relative Luftfeuchte, so ist bei ihrem Absinken in meinen Untersuchungen eine Wirksamkeitszunahme der amorphen Kieselsäuren festzustellen. Ursache hierfür ist der ansteigende Diffusionsdruck für Wassermoleküle aus dem Insekteninneren heraus, der zu einem intensiveren Übertritt von Körperwasser in die Umgebungsluft führt. Welche Bedeutung dabei einer intakten Lipidschicht als Wasserbarriere auf dem Käferintegument zukommt, konnten SALIN et al. (1999) verdeutlichen. Wurden die Kutikularlipide mit einem organischen Lösungsmittel entfernt, so vervierfachte sich die Transpirationsrate derart behandelter *Alphitobius*-Adulti gegenüber Individuen mit noch vorhandener schützender Lipidauflagerung. Die in den vorliegenden Untersuchungen durch amorphe Silikate verursachte Lipidsorption erzeugt ebenfalls Kutikulabereiche mit verminderter Barrierefunktion, was die Transpiration in gleicher Weise forciert.

Stets verendeten in den eigenen Untersuchungen INDISPRON® P406-behandelte Imagines innerhalb der vorgegebenen relativen Luftfeuchtestufe (30 %, 50 % oder 70 %) bei höheren Umgebungstemperaturen signifikant schneller. Umgekehrt starben sie innerhalb einer Temperaturstufe (25 °C oder 30 °C) bei den jeweils niedrigsten relativen Luftfeuchtigkeiten am schnellsten ab; zur nächsthöheren Luftfeuchtestufe bestand stets eine signifikante

Differenz (siehe Kap. 4.2.1 sowie 4.2.2). Die Ergebnisse decken sich in dieser Hinsicht weitestgehend mit den Resultaten von ALDRYHIM (1990) sowie MEWIS und ULRICHS (1999, 2001c, 2001 d). Für *Alphitobius*-Larven kann prinzipiell von ähnlichen Verhältnissen ausgegangen werden, allerdings ließ sich in den eigenen Untersuchungen kein signifikanter Unterschied hinsichtlich der Abtötungsgeschwindigkeit bei 30 % und 50 % relativer Luftfeuchte ermitteln. Offenbar sind die Transpirationsverluste bei 50 % relativer Luftfeuchte bereits so hoch, dass sie durch eine weitere Absenkung der umgebenden relativen Luftfeuchte nicht mehr deutlich gesteigert werden können und in Folge dessen die Lebensfunktionen der Insektenlarven auch nur unwesentlich früher zum Erliegen kommen.

Generell gilt es zu beachten, dass bei den beschriebenen Versuchen zum Einfluss variierender Klimabedingungen auf die Wirksamkeit von INDISPRON® P406 zwar Unterschiede in der Absterbedynamik der Getreideschimmelkäferstadien zu verzeichnen waren, die Überlebenszeiten dabei aber um nur wenige Stunden oder Bruchteile davon differierten. Aus diesem Grunde sind die erzielten Resultate nur bedingt praxisrelevant und wegen des stark vereinfachten Versuchsaufbaues nicht auf Feldbedingungen übertragbar. Sie geben jedoch Anhaltspunkte zum generellen Verhalten von *Alphitobius diaperinus* gegenüber einer Silikataexposition; bislang existierten diesbezüglich keine Daten.

Um die Versuchsbedingungen etwas praxisorientierter zu gestalten und zugleich eine mögliche Anwendungsoption für INDISPRON® P406 im Geflügelstall zu evaluieren, wurde in allen Folgeversuchen das Testprodukt in eine Trägersubstanz eingemischt, die potentiell auch als Einstreumaterial in Frage kommen könnte. Da in der Mastgeflügelhaltung die Einstreu das bevorzugt besiedelte Refugium des Getreideschimmelkäfers darstellt (DUNFORD und KAUFMAN 2006), ist eine Silikatanwendung in diesem Bereich sowohl naheliegend als auch erfolgversprechend. Oberflächliche Applikationen an Wandflächen oder auf der Einstreu, wie sie häufig bei der Anwendung chemisch-synthetischer Insektizide zu finden sind (AXTELL 1999), dürften wegen der kurzen Kontaktzeit mit dem Schädling sowie der mit der Ausbringung verbundenen Staubeentwicklung weniger wirksam und praktikabel sein. Die Art des Substrates, in das Silikate zur Käferkontrolle eingemischt werden, hat ALVES et al. (2008) zufolge eine nicht zu unterschätzende Wirkung auf den Bekämpfungserfolg.

Die während des Versuches 3.2.3 konstanten Umweltfaktoren „Temperatur“ und „relative Luftfeuchtigkeit“ ermöglichten einen guten Vergleich der einzelnen Dosierungen. Das Anbieten von Nahrung reflektiert zusätzlich die Verhältnisse im Feld und berücksichtigt die Erkenntnisse von SALIN et al. (1999), die ein mehrmonatiges Überleben von *A. diaperinus* ohne Verfügbarkeit von freiem Wasser, jedoch mit der Möglichkeit der Nahrungsaufnahme zeigen konnten. Dazu widersprüchliche Daten lieferten RENAULT und CORAY (2004); sie hielten ihre Versuchstiere jedoch bei relativen Luftfeuchten von etwa fünf Prozent und 29 °C. Diese extreme Trockenheit kann offenbar nicht ausreichend kompensiert werden, jedoch dürften derartige Klimabedingungen im Lebensraum von *Alphitobius diaperinus* eine Ausnahme darstellen. Unter anderem anhand des Kornkäfers *S. granarius* konnten MEWIS und ULRICHS (2001d) in umfangreichen Studien zur Wirkung von Diatomeenerden zeigen, dass die Verfügbarkeit von Futter die Wirkung von Silikaten gegenüber Vorratsschädlingen verzögern oder gar verhindern kann. Sie begründen diesen Effekt mit metabolischer Wassergewinnung aus der Nahrung, welche die Transpirationsverluste des Körperwassers in gewissen Grenzen auszugleichen vermag.

Die Ergebnisse der Versuche mit Einstreumaterial verdeutlichen zunächst dessen Einfluss auf der Wirksamkeit des Testproduktes. Bis dato erzielte Abtötungsraten von nahezu 100 Prozent (bei ähnlichen Umweltbedingungen) innerhalb eines Tages wurden selbst mit den höchsten Dosierungen weder bei Imagines noch bei Larven annähernd erreicht. Es ist davon auszugehen, dass ein Großteil des eingemischten Silikates am Trägersubstrat haften bleibt und der direkte Kontakt zu den Insekten nicht im gleichen Maße stattfindet wie in den vorherigen Versuchen. Zwar bewegen sich die Getreideschimmelkäfer auch durch das Substrat hindurch, wegen der negativen Phototaxis der Insekten (SWATONEK 1970, HOFMANN und GROSSE 1987) wird aber vor allem der lichtgeschützte Boden der Versuchsgefäße begangen, was die Kontaktzeit mit dem Insektizid verkürzt. Der exakte Einfluss der möglichen Futteraufnahme ließ sich in diesem Versuch nicht abschließend klären; hierfür wären zusätzlich zu den Behandlungsgruppen mit Futterangebot noch Gruppen ohne Nahrung nötig gewesen, was jedoch die Verfügbarkeit der erforderlichen Insekten übertraf.

Aus den Resultaten des in Kapitel 3.2.3 geschilderten Versuches wird ersichtlich, dass Konzentrationen von mindestens 2,0 % INDISPRON®P406 im Einstreugemisch vorhanden sein müssen, um die *Alphitobius*-Adulti nachhaltig zu schädigen. Aufgrund ihrer Widerstandsfähigkeit sollten die Imagines als Referenzstadium herangezogen werden.

Betrachtet man ausschließlich die Silikatwirkung auf Larven, kann das Potential der Silikate unter Umständen deutlich überschätzt werden, und Enttäuschungen bei Bekämpfungsversuchen auf dieser Basis wären die Folge. Da es sich hier um idealisierte Versuchsbedingungen handelt und im Stall mit noch etwas schlechterer Wirkung gerechnet werden muss, sollte nicht weniger als 3 % INDISPRON® P406 im Einstreugemisch vorhanden sein. Da Feldversuche meines Wissens noch nicht durchgeführt wurden, handelt es sich hierbei nur um eine vorläufige und nicht verifizierte Empfehlung.

Das Anbieten von Trockenfutter scheint keinen negativen Einfluss auf die Wirksamkeit der untersuchten Kieselsäureformulierung zu haben. Bei den Auszählungen der Insekten konnten zwar Fraßspuren am Futter festgestellt werden, jedoch scheint zumindest in den höheren Dosisstufen der austrocknende Effekt der Silikate schneller einzutreten, als eventuell durch Stoffwechselvorgänge erzeugtes Wasser diese Verluste zu kompensieren vermag.

Bemerkenswert ist die Beobachtung, dass in den mit 0,5 % und 1,0 % INDISPRON® P406 dotierten Einstreugemischen auffallend viele Larven wahrscheinlich nicht infolge der Kieselsäurewirkung verenden, sondern zunächst in ihrer Lebensfähigkeit beeinträchtigt oder geschwächt und anschließend von noch agilen Artgenossen attackiert werden. Hierfür sprechen Fraßspuren an Larven und aufgefundene Larvenreste sowie ein stetiger Verlust an Versuchstieren trotz fehlender Fluchtmöglichkeiten. Kannibalismus bei *Alphitobius diaperinus* wird in der Literatur beschrieben (CALIBEO 2002, DUNFORD und KAUFMAN 2006) und konnte auch verschiedentlich innerhalb des laufenden Zuchtbetriebes beobachtet werden. Die im Versuch herrschende Wassermangelsituation in Verbindung mit erhöhten Transpirationsverlusten der *Alphitobius*-Larven (aufgrund der Silikatwirkung) und fehlenden Fluchtmöglichkeiten dürfte die kannibalistische Verhaltensweise noch begünstigt haben (siehe Kapitel 3.2.3). Imagines waren von dieser Erscheinung nicht betroffen, was vermutlich einerseits auf ihre Unempfindlichkeit gegenüber niedrigen Kieselsäurekonzentrationen, andererseits auf deren hartes Exoskelett zurückgeführt werden kann.

Kannibalismus trat vor allem in der Dosierung 1,0 % INDISPRON® P406 auf, in deutlich geringerem Maße bei 0,5 %, mit abnehmender Tendenz auch bei 2,0 % sowie 2,5 % Kieselsäurezusatz. Eine mögliche und plausible Erklärung für dieses Phänomen liegt darin, dass Larven in der geringsten Dosisstufe (0,5 %) mit Ausnahme einzelner Individuen kaum hinsichtlich ihres Fluchtverhaltens beeinflusst werden und zugleich der Fraßdruck durch

Artgenossen noch gering ist. Bei einem Prozent Kieselsäurezusatz zeigen sich schon nach 24 Stunden deutliche Auswirkungen der INDISPRON®P406-Behandlung hinsichtlich der Überlebensraten (Abb. 8a, 8b). Der Anteil lebender, aber geschwächter Larven dürfte dementsprechend ebenfalls ansteigen. Diese werden im Ergebnis zunehmend Opfer der Angriffe anderer, nach Feuchtigkeit suchender Larven. Die mit steigender Dosierung zurückgehenden Tierverluste durch Kannibalismus resultieren wahrscheinlich daraus, dass ab einem Kieselsäuregehalt von zwei Prozent und mehr die Austrocknungsprozesse wesentlich schneller ablaufen, nahezu alle Larven betroffen sind und diesen vor der Verendung kaum Zeit zum Attackieren der geschwächten Artgenossen bleibt.

Da sich unter den nach 72 Stunden noch lebenden Imagines regelmäßig Exemplare mit relativ gering beeinflusstem Allgemeinzustand befinden (in Einzelfällen bis zu ca. 50 % der überlebenden Tiere), ist deren längerfristiges Überleben und eine Aufnahme des Fortpflanzungsgeschehens nicht gänzlich auszuschließen. Die sehr geringe Gesamtanzahl an überdauernden Insekten sowie die zuverlässige Wirkung von INDISPRON®P406 gegen Käferlarven, zumindest in höheren Dosierungen, dürfte aber dazu beitragen, beim potentiellen Praxiseinsatz des Produktes ein Heranwachsen starker Käfergenerationen vor allem in der frühen Phase nach Neueinstellung des Geflügels in betroffenen Beständen zu unterbinden.

Eine weitere Anpassung der Untersuchungen an die Situation im Stall wurde im Rahmen des in Kapitel 3.2.4 beschriebenen Versuches unternommen. Im Verlauf einer Mastperiode erhöht sich in Broilerställen der Feuchtigkeitsgehalt in der Einstreu, bedingt durch den Eintrag von Geflügelkot und Wasser aus den Tränkeeinrichtungen, naturgemäß kontinuierlich. Damit einhergehend besteht die Gefahr des Wirkungsverlustes von Kieselsäurepräparaten, die in der Einstreu die Getreideschimmelkäferentwicklung hemmen sollen. KORUNIC (1998) betont die deutlich nachlassende Effektivität von Diatomeenerden gegenüber Schädlingen bei ansteigender Feuchtigkeit des Substrates, z.B. in behandeltem Getreide. Auch LE PATOUREL (1986) sowie FIELDS und KORUNIC (2000) kommen zu dem gleichen Resultat und untersuchten dabei verschiedene Vorratsschädlinge. Da zu *Alphitobius diaperinus* bisher kaum Untersuchungen im Zusammenhang mit Silikatpräparaten existieren, muss zur Bewertung der eigenen Ergebnisse auf Erfahrungen mit nahe verwandten Schadorganismen oder Arten mit ähnlicher Biologie zurückgegriffen werden. MEWIS und ULRICH (2001d) konnten beispielsweise zeigen, dass ein erhöhter Wassergehalt der Nahrung (Kornfeuchte) die Mortalität von mit Diatomeenerde behandelten Kornkäfern

signifikant herabsetzt. Die Verfügbarkeit von Wasser in potentieller Nahrung scheint also eine herausragende Bedeutung für die Effektivität von Kieselsäurepräparaten zu haben.

Um diesen Faktor zu berücksichtigen, wurde den Insekten Gelegenheit gegeben, Feuchtigkeit aktiv mit der Nahrung aufzunehmen (siehe Kapitel 3.2.4). Da die in den eigenen Versuchen eingesetzten Getreideschimmelkäfer bereits an die Aufnahme von Äpfeln adaptiert waren, erschien dieses Futter geeignet; außerdem ermöglicht es eine gut dosierbare Wasserezufuhr.

Außerordentlich überraschend war das Ausmaß des Wirkungsverlustes von INDISPRON®P406 bei Feuchtfutterzulage. *Alphitobius*-Larven verendeten bei der verwendeten Dosierung von 3 % INDISPRON®P406 ohne Feuchtfutter erwartungsgemäß sehr schnell und mit hohen Mortalitätsraten. Die Möglichkeit der Wasseraufnahme führte jedoch nach 24 Stunden Inkubation zu dreifach höheren Überlebensraten in der Feuchtfutter-Gruppe im Vergleich zur Gruppe mit ausschließlicher Trockenfütterung. Selbst die verlängerte Inkubation von 72 Stunden, üblicherweise letal für mehr als 99 Prozent aller Larvenstadien, überlebten mehr als zwei Drittel der Versuchstiere. Ähnliche Verhältnisse offenbarten sich bei Untersuchung der adulten Käfer; hier lebten nach Versuchsende noch mehr als 95 Prozent aller behandelten Individuen. Die Resultate lassen folglich den Schluss zu, dass zwar einerseits die silikatassoziierten Transpirationsverluste unter den gegebenen Klimabedingungen enorm sein müssen, diese andererseits aber auch nahezu problemlos durch aktive Wasseraufnahme kompensiert werden können. Offenbar gelingt es *Alphitobius diaperinus* aber nicht, aus trockenen Futtermitteln ausreichend Wasser auf metabolischem Wege zu gewinnen, um gleichzeitig ansteigende Transpirationsverluste nach Kieselsäureexposition auszugleichen. Da der Käfer sehr trockene Lebensräume natürlicherweise nicht besiedelt, dürfte sich seine Stoffwechselleistung während der evolutionären Entwicklung weniger gut an derartige Extreme angepasst haben.

Da im Versuch die Feuchtfutterzulage nicht erneuert wurde und nach 48 Stunden der weitgehende Verzehr der Apfelstücke festgestellt werden konnte, besteht die Vermutung, dass bei weiter andauernder Silikatexposition ohne Möglichkeit zur Wasseraufnahme die Sterblichkeit unter den Insekten wieder zunimmt. Interessant ist die sich daraus ergebende Frage, wie sich die Abtötungsdynamik einer *Alphitobius*-Population entwickelt, wenn nach zeitweiser Wasserdeprivation ein erneuter Zugang ermöglicht wird. Kommt es zu fortschreitendem Verenden der Insekten oder kann auch eine längerfristige Erholung

eintreten, die Überlebenskurve also auf einem gewissen Niveau stabilisiert werden? Und wie lange darf bzw. muss die Deprivation andauern, um eine Erholung der Getreideschimmelkäfer nach Wiedererlangen von Flüssigkeit zu ermöglichen respektive auszuschließen? Für diesen Punkt dürfte mit entscheidend sein, wie schnell die durch Silikatadsorption alterierte Lipidschicht auf dem *Alphitobius*-Integument regeneriert werden kann, wie EBELING (1971) es mit speziesabhängigen Differenzen für andere Insekten erwähnt.

Generell ist noch wenig zu den tatsächlich ablaufenden Kompensationsmechanismen bei *Alphitobius diaperinus* bekannt. Neben der Erneuerung der epikutikulären Wasserbarriere kommen zumindest noch die rein alimentäre Wasseraufnahme sowie die von SALIN (1999) beschriebene Gewinnung von Wasser aus der Umgebungsluft als potentielle Möglichkeit in Frage. Eine Klärung sowie Quantifizierung dieser Optionen sowie der oben erwähnten Fragestellung könnte Gegenstand zukünftiger Untersuchungen sein. Es bleibt weiterhin festzuhalten, dass zur exakten Bewertung des Feuchtfuttereinflusses in den Versuchsaufbau (siehe 3.2.4) eine Versuchsgruppe mit INDISPRON®P406-Behandlung, jedoch ohne Trockenfutterraufnahme zu integrieren wäre; dies würde auch dazu beitragen, die metabolische Wassergewinnung aus Trockenfutter genauer zu erfassen.

Da sich zum gegenwärtigen Zeitpunkt noch nicht abschätzen lässt, welche Kosten mit dem Einsatz von INDISPRON®P406 oder einem vergleichbaren Präparat in Geflügeleinstreu verbunden sind, sollte in einem weiteren Versuch geklärt werden (siehe Kap. 3.2.5), inwiefern ein möglichst geringer Produkteinsatz noch einen Beitrag zur Käferbekämpfung zu leisten vermag. Zugleich ließe sich mit geringerem Kieselsäureeinsatz auch die unvermeidbare Staubbelastung reduzieren. Nicht zwangsläufig müssen die in den eigenen Untersuchungen verwendeten Entwicklungsstadien des Getreideschimmelkäfers das alleinige Ziel der Bekämpfung sein. VAYJAS und ATHANASSIOU (2004) konnten beispielsweise für den mit *Alphitobius diaperinus* verwandten Amerikanischen Reismehlkäfer *Tribolium confusum* zeigen, dass dessen junge Larvenstadien signifikant empfindlicher gegenüber einer Silikatbehandlung sind als ältere Larvenstadien. SUBRAMANYAM et al. (1998) erzielten ähnliche Resultate für *Plodia interpunctella*. Übertragen auf den Getreideschimmelkäfer würde dies bedeuten, dass niedrige und für ältere Stadien subletale Kieselsäurekonzentrationen noch ausreichend hoch sein könnten, um einen Effekt auf die Fertilität der Eier zu haben oder sehr junge Käferlarven zu eliminieren.

Die Konsequenz im praktischen Einsatz wäre damit nicht die Abtötung einer existierenden Getreideschimmelkäferpopulation *ad hoc*, sondern zunächst lediglich eine Verminderung ihres Fortpflanzungserfolges mit langfristiger Käferreduktion. Die Wirksamkeit dieser Bekämpfungsstrategie lässt sich demzufolge nur nach einer gewissen Latenzzeit ermitteln und beurteilen. An dieser Stelle sei betont, dass sich die genannte Vorgehensweise, wenn überhaupt, aufgrund der langen Lebensdauer der *Alphitobius*-Imagines (PREISS und DAVIDSON 1971) sicher nur in Kombination mit anderen Verfahren eignet. Sie wäre unter Umständen eine Option für Stallungen, die aufgrund ihres Bauzustandes für Käfer viele Rückzugsmöglichkeiten während der Serviceperiode bieten oder eine Schädlingszuwanderung von außen ermöglichen (z.B. Louisiana-Ställe). Falls nur geringe Mengen von Imagines die Stallung reinfestieren, ist eine Verzögerung des Populationswachstums jedoch denkbar.

Die Resultate des in Kapitel 3.2.5 beschriebenen Versuches scheinen die Ergebnisse von SUBRAMANYAM et al. (1998) sowie VAYJAS und ATHANASSIOU (2004) für *Alphitobius* zu bestätigen bzw. lassen ähnliche Gesetzmäßigkeiten vermuten. Als Ursache der stadienspezifischen oder auch altersabhängigen Empfindlichkeit gegenüber einer Silikateexposition werden verschiedene Mechanismen diskutiert. In Frage kommen beispielsweise Unterschiede in der Mächtigkeit der Kutikula sowie hinsichtlich der Zusammensetzung der enthaltenen Lipide (ARMOLD 1969). Hinzu kommt, dass jüngere Larvenstadien sehr bewegungsaktiv sind, was wiederum die Kontaktmöglichkeiten mit den eingesetzten Silikatstäuben erhöht (VAYJAS und ATHANASSIOU 2004).

Der größte Einfluss dürfte jedoch der Tatsache zuzuschreiben sein, dass Junglarven eine im Verhältnis zum Körpervolumen deutlich größere Körperoberfläche aufweisen als ältere Larven. Die Wasserabgabe über das Integument ist bei Ersteren daher überproportional umfangreicher, was auch mit den Ergebnissen von MEWIS und ULRICH (2001b) sowie RENAULT und CORAY (2004) übereinstimmt. Wenngleich daher eine gute Wirkung geringer Silikatdosierungen auf Junglarven zu erwarten ist, war das Resultat des Reproduktionsversuches (siehe Kap. 3.2.5) trotzdem überraschend. Nachdem im Versuch 3.2.4 durch Feuchtfutterangebot vergleichsweise widerstandsfähige Larven mit hohen Dosierungen von 3 % INDISPRON® P406 nur unzureichend eliminiert werden konnten, sind die mit maximal einem Drittel dieser Dosis erzielten Reduktionen im Fortpflanzungserfolg auf 7,36 % bzw. 10,89 % gegenüber der Kontrollgruppe bemerkenswert. Da die Imagines

nicht in annähernd vergleichbarem Maße betroffen waren, kann davon ausgegangen werden, dass der Effekt in erster Linie auf der Elimination der durch fortwährende Eiablage generierten Junglarven beruht.

Ein direkter Vergleich der Fortpflanzungsleistung der Untersuchungsgruppen ist leider nicht möglich, da lediglich zu Beginn und am Ende des Versuchszeitraumes die Population der Imagines und Nachkommen ermittelt wurde. Zwischenzeitlich verendete Käfer können selbstverständlich nicht mehr an der Vermehrung teilnehmen, und auch die Dauer ihrer Beteiligung am Reproduktionsgeschehen ist unklar. Beispielsweise wurden in der Gruppe mit 1 % INDISPRON®P406-Zusatz zwar auch die Imagines auf knapp 60 % des Ausgangsbestandes reduziert, dies steht jedoch in keinem Verhältnis zur etwa neunzigprozentigen Reduktion der Nachkommenschaft.

Betrachtet man die Alterstruktur der Larvenpopulationen des in Kap. 3.2.5 beschriebenen Versuches, so bestätigt sich die Vermutung, dass der Hauptanteil der INDISPRON®P406-Wirkung der Larvenelimination zuzuschreiben ist. In allen drei Versuchsgruppen sind an Tag 28 frisch geschlüpfte Larven nachweisbar, was die bis zum Versuchsende kontinuierlich ablaufende Eiablage belegt. In der Kontrollgruppe gelingt es den Larven, sich zügig weiterzuentwickeln. Sie häuten sich und nehmen eine zunehmend kräftigere Braunfärbung an. In Folge dessen erhöht sich der relative Anteil von älteren Larven an der Gesamtpopulation fortwährend und erreicht zum Auswertungszeitraum nahezu 99 %. Im Gegensatz dazu werden in den Behandlungsgruppen zwar permanent Eier von den *Alphitobius*-Imagines abgelegt, die daraus schlüpfenden hochempfindlichen Junglarven dürften jedoch im Verlauf der Untersuchung zu großen Teilen durch Austrocknung verenden. Einem in Abhängigkeit von der verwendeten Dosierung deutlich geringeren Teil der Larven gelingt es, zu überleben und sich weiterzuentwickeln. Im Ergebnis lässt sich bei Versuchsende eine signifikant kleinere Gesamtlarvenpopulation mit relativ höherem Anteil an Junglarven auffinden. Die Gruppe mit 1 % INDISPRON®P406-Zusatz zeigt diese Verschiebung der Altersstruktur in extremer Ausprägung.

Ein zusätzlicher Einflussfaktor auf die Alterszusammensetzung der Larvenpopulation könnte weiterhin der Kannibalismus unter den Larven sein. Denkbar ist beispielsweise, dass unter dem sehr zahlreichen Nachwuchs der Kontrollgruppe mit zunehmender Individuendichte die Übergriffe von zuerst geschlüpfte Larven auf jüngere Geschwister und Eier häufiger werden.

Daraus resultierend sind weniger Junglarven und relativ viele ältere Larven zu beobachten. Im Umkehrschluss würde in den Behandlungsgruppen mit *per se* geringeren Larvenzahlen der Prädationsdruck durch Artgenossen ebenfalls geringer ausfallen, was den Einfluss des Kannibalismus auf die Alterstruktur reduziert.

Sofern es den Larven gelingt, die frühe Jugendphase zu überstehen und erste Häutungen durchzuführen, scheint deren Widerstandsfähigkeit zuzunehmen. Das belegt einerseits der Nachweis von etwas größeren Altlarven in den Behandlungsgruppen; andererseits konnten verschiedene Autoren Ähnliches bei diversen weiteren Vorratsschädlingen beobachten (SUBRAMANYAM et al. 1998, MEWIS und ULRICH 2001b, VAYJAS und ATHANASSIOU 2004, RENAULT und CORAY 2004).

Da mit dem Getreideschimmelkäfer verwandte Käfer aus der Familie Tenebrionidae auch als Imago in Abhängigkeit ihres Alters unterschiedliche Empfindlichkeiten gegenüber Silikaten aufweisen (VAYJAS und ATHANASSIOU 2004), kann das erwähnte Verhältnis Oberfläche/Volumen allerdings nicht der alleinige Grund für divergierende Wirksamkeiten sein. Imagines wachsen nicht mehr, so dass für dieses Phänomen vermutlich altersspezifische Kutikulaeigenschaften verantwortlich sind. Um diesbezüglich vergleichbare Ergebnisse zu erzielen, wurden für die eigene Versuchsdurchführung ausschließlich Imagines mit kompletter Ausfärbung eingesetzt, um zumindest ein gewisses Mindestalter zu gewährleisten.

Um mit den Verhältnissen in der Praxis annähernd vergleichbare Rahmenbedingungen zu schaffen, wurde auch mit Hühnerküken (siehe Kap. 3.2.6) gearbeitet. Diese sollten den im Laufe der Mastperiode zunehmenden Flüssigkeitseintrag in die Einstreu über ihre Exkremente gewährleisten. Der zunächst vorgesehene Versuchsaufbau, der eine direkte Haltung der Küken auf der mit INDISPRON®P406 dotierten sowie mit 500 Getreideschimmelkäfern besetzten Einstreu mit anschließender einwöchiger Aufzucht vorsah, musste verworfen werden, da die Küken innerhalb weniger Tage große Mengen der Versuchskäfer auffraßen und auch gezielt nach ihnen suchten. Die bereitwillige Aufnahme der Insekten durch Küken konnten andere Autoren sowohl im Feld als auch unter Laborbedingungen dokumentieren (SAVAGE 1992, DESPINS und AXTELL 1995, CALIBEO 2002), die fehlenden Fluchtmöglichkeiten der Käfer in den vorliegenden Untersuchungen könnten diese Problematik noch verstärkt haben. Die Wiederfindungsrate der Imagines in den Vorversuchen schwankte zwischen lediglich 2,8 % und 21,4 %; zudem wurden vor allem die lebenden

Insekten durch die Küken erbeutet, tote Individuen dagegen häufig ignoriert. Eine Auswertung unter diesen Verhältnissen erschien nicht sinnvoll, so dass im eigentlichen Hauptversuch ein Gitterrost eingesetzt wurde, um Küken und Käfer zu trennen. Die Effektivität dieser Maßnahme zeigt sich in Wiederfindungsraten von mindestens 96,2 %, die eine Auswertung und auch die eindeutige Zuordnung von Käferverendungen zur Kieselsäurewirkung ermöglichte. Zudem konnten typische Verhaltensweisen von *Alphitobius diaperinus* im Feld, beispielsweise das Aufsuchen von geschützten Bereichen unter Fütterungseinrichtungen und mit erhöhtem Feuchtigkeitsgehalt oder die aktive Wasseraufnahme an frischen Kotklecksen, gut nachvollzogen werden. Der Versuchsaufbau ermöglichte trotz der relativ kurzen Versuchsdauer außerdem die Feststellung der *Alphitobius*-Fortpflanzung zumindest qualitativ. Da jede Versuchswanne mit der gleichen Anzahl nach dem Zufallsprinzip ausgewählter Imagines besetzt wurde, können prinzipiell vergleichbare Vermehrungsbedingungen für jede Gruppe vorausgesetzt werden. Da Verpaarungen im Vorfeld des Versuches stattfinden konnten, war eine Eiablage schon unmittelbar zu Beginn des Versuchszeitraumes möglich, was wiederum nach sieben Tagen das Vorhandensein von gut detektierbaren Larven gestattete. Die Verwendung gesexter Elterntiere und deren Zusammenführung erst zu Versuchsbeginn birgt die Gefahr, dass die auf eine Woche begrenzte Reproduktionszeit nicht ausreicht, um die erfolgreiche Kopulation, Eireifung im Muttertier, Oviposition und letztlich die externe Entwicklung der Eier mit anschließendem Larvenschlupf in ausreichendem Umfang sicherzustellen. Da Getreideschimmelkäfereier sehr klebrig sind (SWATONEK 1970), haften Staubpartikel sofort an ihrer Oberfläche und machen sie sehr schwer erkennbar. Als Indikator für eine erfolgte Reproduktion sind Larven unter den gegebenen Rahmenbedingungen aus eigener Sicht daher besser geeignet als Eier.

Das Fehlen von Larven in den Behandlungsgruppen bei gleichzeitigem zahlreichen Vorhandensein in den Kontrollgruppen gibt gute Hinweise dafür, dass bei Verwendung der genannten INDISPRON®P406-Dosierung und unter sehr praxisnahen Bedingungen die Fortpflanzung von *Alphitobius diaperinus* über einen Zeitraum von mindestens einer Woche zuverlässig unterbunden wird. Als limitierender Faktor des Modells erwies sich lediglich die Größe der Versuchsbehälter, die eine Haltung der Küken über die Dauer von sieben Tagen hinaus nicht praktikabel erscheinen ließ und bei der Verwendung bestimmter Utensilien wie Futtertröge Kompromisse erforderlich machte. Aufgrund der beobachteten relativen Trockenheit des Substrates am Ende des Versuches ist nach subjektiver Einschätzung eine

zufriedenstellende Wirkung des INDISPRON®P406-dotierten Einstreugemisches auch bis zum zehnten Versuchstag und etwas darüber hinaus zu erwarten.

Neben der direkten toxischen Wirkung gegenüber diversen Schadarthropoden werden im Schrifttum als weitere Effekte der Silikate verminderte Eiablagerraten in behandeltem Substrat erwähnt (COOK und ARMITAGE 2003). EL-NAHAL und EL-HALFAWY (1973) berichten darüber hinaus von nachlassender Fruchtbarkeit adulter Insekten unter dem Einfluss subletaler Wirkstoffkonzentrationen. Inwieweit diese Mechanismen auch bei *Alphitobius diaperinus* zum Tragen kommen, kann nur gemutmaßt werden und könnte Gegenstand zukünftiger grundlegender Untersuchungen sein; für den praktischen Einsatz ist diese Frage wegen der sehr hohen Effektivität gegen Getreideschimmelkäferlarven vorerst aber von untergeordneter Relevanz.

Die durch manche Autoren (DUNFORD und KAUFMAN 2006) vertretene Ansicht, der Glänzendschwarze Getreideschimmelkäfer stelle einen bedeutenden Faktor in der Übertragung von diversen Geflügelpathogenen dar, muss sicher relativiert werden. Unstrittig ist die Fähigkeit des Insekts, Mikroorganismen im Körperinneren sowie am Integument anhaftend tragen und damit auch weiterverbreiten zu können. Andererseits sind zahlreiche Pathogene nur kurze Zeit in *Alphitobius* lebensfähig beziehungsweise auch so hoch kontagiös, dass eine direkte Infektion des Geflügels ohne Käferbeteiligung wahrscheinlicher für den Aufbau von Infektionsketten ist. Eine untergeordnete Relevanz misst das Schrifttum daher dem Getreideschimmelkäfer beispielsweise in der Epidemiologie von Putencoronavirus (WATSON et al. 2000), der Infektiösen Bronchitis (STUKE und KALETA 1970), Reovirus 24 (DE LAS CASAS et al. 1973), Newcastle Disease Virus (DE LAS CASAS 1976) sowie *Campylobacter* spp. bei (SKOV et al. 2004, TEMPLETON et al. 2006). Für Kokzidien und *Histomonas meleagridis* ist dies ähnlich zu sehen, wie die Untersuchungen von HUBER et al. (2007) zumindest für die Histomonaden bestätigen konnten. Aufgrund seiner eingeschränkten Mobilität dürfte *Alphitobius diaperinus* bestenfalls innerhalb eines Geflügelhaltungsbetriebes als Vektor für Geflügelpathogene von Bedeutung sein.

Bandwurmbefall spielt beim Geflügel in erster Linie in Freilandhaltung eine Rolle, da vor allem dort die erforderlichen wirbellosen Zwischenwirte mit enthaltenen Zystizerkoiden aufgenommen werden können. In reiner Stallhaltung ist ein Zestodenbefall ebenfalls zwingend an das Vorhandensein potentieller Zwischenwirte geknüpft. Zwar liegen aus der

jüngeren Vergangenheit keine Publikationen zur Relevanz des Glänzendschwarzen Getreideschimmelkäfers als Vektor für Geflügelzestoden in intensiven Haltungssystemen vor, jedoch dürfte sich mit dem Vorkommen der Käferspezies auch die Gefahr einer möglichen Zestodiasis erhöhen. Patente Infektionen sind in erster Linie bei älteren Tieren wie Legehennen, Elterntieren oder Puten zu erwarten, weniger bei Mastbroilern. Zugleich sind die mittel- bis langfristigen Lebensbedingungen für *A. diaperinus* in älteren Herden vorteilhafter als in Broilerherden, so dass sich hieraus möglicherweise ein erhöhtes Gefährdungspotential ergibt.

Unter den Bedingungen der kommerziellen intensiven Geflügelhaltung in Mitteleuropa mit Rein-Raus-Systemen, etablierten Impfprogrammen sowie der massiven Stallbauweise kann davon ausgegangen werden, dass *Alphitobius diaperinus* in der Epidemiologie der bedeutungsvollen Infektionskrankheiten von eher geringer Bedeutung ist. Die häufig im amerikanischen oder tropisch-warmen Raum verbreiteten Geflügelhaltungssysteme sind jedoch vom Standpunkt der Hygiene deutlich anders einzuordnen, da die Stallungen häufig mehr oder weniger kontinuierlich bewirtschaftet werden, die Entfernung von Abprodukten nur in größeren Zeitabständen erfolgt und die offene Bauweise vieler Stallungen („Louisiana-Stil“) eine Dispersion von Insektenvektoren begünstigt. Gerade diese Betriebsweise der Stallanlagen ist aber auch die Ursache für die dort zu beobachtenden Massenentwicklungen des Käfers mit allen ihren Folgen. Die Ausbringung der mit Getreideschimmelkäfern infestierten Einstreusubstrate als Dünger in der Nähe derartiger Geflügelhaltungen ist vor diesem Hintergrund ein zusätzlicher Risikofaktor für die Verbreitung von Pathogenen oder auch Insektizidresistenzen (STEELMAN 2008). Hinzu kommt außerdem, dass *Alphitobius diaperinus* in diesen Regionen der Erde aufgrund der Klimagunst auch außerhalb der Tierhaltungen zu existieren vermag.

Unter Feldbedingungen dürften die erfolgversprechendsten Einsatzmöglichkeiten für INDISPRON®P406 oder vergleichbare Produkte vermutlich in Mastbroilerhaltungen liegen. Dies begründet sich aus den dortigen kurzen Produktionszyklen einerseits und den biologischen Eigenschaften des Käfers andererseits. Voraussetzung für einen erfolgreichen Einsatz ist jedoch unabdingbar eine zwischen den einzelnen Mastdurchgängen erfolgende Entmistung. Erfolgt diese nicht, kann sich in der verdichteten und feuchten Einstreu ungehindert eine neue Käfergeneration entwickeln. Die Entmistung hingegen eliminiert zunächst einen Großteil der vorhandenen Käferpopulation und ermöglicht eine sich

anschließende gründliche Reinigung und Desinfektion, was auch der allgemeinen Betriebshygiene zugute kommt. Gleichzeitig gelingt es innerhalb der relativ kurzen Mastdurchgänge besser, trockene Umgebungsverhältnisse zu schaffen, die für eine gute Wirkung der Kieselsäurepräparate Voraussetzung sind. Die in den ersten beiden Wochen der Broilermast herrschenden hohen Temperaturen verbunden mit relativ geringen Besatzdichten und daraus resultierendem geringem Feuchtigkeitseintrag stellen gute Rahmenbedingungen für eine optimale Wirkung der kieselsäuredotierten Einstreu dar. Da mit zunehmender Mastdauer die Feuchtigkeit in der Einstreu jedoch ansteigt und sich auf deren Oberfläche eine Kotschicht akkumuliert, dürfte die insektizide Wirkung der Silikate zeitgleich stark nachlassen. Dies ist auch der Grund, weshalb INDISPRON®P406 in der Putenmast vermutlich deutlich weniger effektiv sein wird.

Setzt man die kürzestmögliche Entwicklungsdauer des Glänzendschwarzen Getreideschimmelkäfers von knapp 29 Tagen bei Temperaturen um 35 °C (RUEDA und AXTELL 1996), sechs Wochen Broilermast und eine nachlassende Kieselsäurewirkung in Einstreu nach etwa 10 Tagen voraus, könnte seine Vermehrung zumindest rein rechnerisch zuverlässig unterdrückt werden. Bei wiederholter Verwendung synthetischer amorpher Kieselsäuren und einer guten Betriebshygiene ist daher die Reduzierung der Käferschäden auf ein vertretbares Maß ein realistisches Ziel. Die Option, *Alphitobius diaperinus* mit subletalen Kieselsäuredosierungen an der Fortpflanzung zu hindern und damit langfristig zu kontrollieren, ist wahrscheinlich eher theoretischer Natur. Die langfristige Sanierung einer Geflügelhaltung mittels Kieselsäureeinsatz ist von vielen Begleitumständen abhängig, beispielsweise der vorhandenen Bausubstanz und flankierenden Maßnahmen; dies muss für Erfolgsprognosen berücksichtigt werden.

Obwohl MELICHAR und WILLOMITZER (1967) davon ausgehen, dass aufgrund des physikalischen Wirkmechanismus eine Resistenzentwicklung gegenüber Silikaten nicht zu erwarten ist, deuten die Untersuchungen von KORUNIC (1998) bei drei vorratsschädlichen Käferspezies durchaus auf ein diesbezüglich existierendes Risiko hin. Durch Selektion unter Laborbedingungen erzeugte er unempfindlichere Käferstämme, deren LD₅₀ bis um das 2,2fache über den Werten voll empfindlicher Laborstämme lag. RIGAUX et al. (2001) konnten darüber hinaus stammspezifische Differenzen innerhalb der Käferspezies *Tribolium castaneum* ausmachen. Der exakte Resistenzmechanismus ist nicht bekannt. Bei resistenteren Käfern ließ sich allerdings beobachten, dass diese den Kontakt zu mit Diatomeenerde

behandeltem Getreide mieden. Voll empfindliche Stämme hingegen zeigten selbst vor Getreide mit achtfach höheren Beimengungen von Diatomeenerde keine Scheu. Außerdem bewegten sich die toleranteren Käfer deutlich langsamer durch das behandelte Getreide hindurch. Beide Verhaltensweisen dürften die Kontaktzeit zur Diatomeenerde deutlich vermindern, was letztlich auch die Wirkung derselben reduziert. Inwiefern sich derartige Untersuchungen auf *Alphitobius diaperinus* übertragen lassen, lässt sich zum gegenwärtigen Zeitpunkt noch nicht abschätzen; diese Fragestellung könnte Gegenstand zukünftiger Untersuchungen sein.

Zusammenfassend bleibt festzuhalten, dass synthetische amorphe Kieselsäuren prinzipiell eine gute Wirkung gegenüber dem Glänzendschwarzen Getreideschimmelkäfer (*Alphitobius diaperinus*) entfalten können. Hohe Umgebungstemperaturen in Kombination mit niedriger Luftfeuchtigkeit beeinflussen die Wirkung des getesteten Präparates INDISPRON®P406 dabei positiv, wobei Käferlarven deutlich empfindlicher als Imagines reagieren. Im Gemisch mit Einstreu erwies sich ein Wirkstoffgehalt von mindestens drei Prozent als erforderlich, um zufriedenstellende Abtötungsraten für die untersuchten Entwicklungsstadien zu erzielen. Die Verfügbarkeit von feuchter Nahrung reduziert die Wirksamkeit der Silikate gegen *A.diaperinus* jedoch erheblich, so dass trockene Umgebungsverhältnisse unabdingbare Voraussetzung für einen erfolgreichen Einsatz der Wirkstoffklasse sind. Vorläufige Versuche unter simulierten Feldbedingungen lassen eine Verwendung von Silikaten zur Kontrolle des Glänzendschwarzen Getreideschimmelkäfers in der Broilermast vielversprechend erscheinen.

6 Zusammenfassung

Holger John

Untersuchungen zur Wirksamkeit synthetisch-amorpher Kieselsäure gegen den Glänzendschwarzen Getreideschimmelkäfer (*Alphitobius diaperinus*)

Institut für Parasitologie der Veterinärmedizinischen Fakultät der Universität Leipzig

Eingereicht im Juni 2011

91 Seiten, 15 Abbildungen, 4 Tabellen, 154 Literaturstellen, Anhang (5 Tabellen)

Schlüsselwörter: *Alphitobius diaperinus*, Bekämpfung, Kieselsäure, Geflügelhaltung

Ziel der vorliegenden Arbeit war die Ermittlung grundlegender Daten zur Wirksamkeit von synthetisch amorphen Kieselsäuren gegen den Glänzendschwarzen Getreideschimmelkäfer (*Alphitobius diaperinus*) am Beispiel des Produktes INDISPRON®P406. Nach Etablierung einer Laborzucht des Käfers wurde eruiert, ob Effekte durch eine Kieselsäureexposition zu erzielen sind und ob Dosis-Wirkungs-Effekte bestehen. Hierfür wurden Versuchsinsekten in Zellkulturplatten drei verschiedenen Silikatdosierungen direkt ausgesetzt, eine Kontrollgruppe blieb unbehandelt. Sowohl für Larven als auch Imagines des Schadinsektes wurde der Einfluss der variierenden Umweltfaktoren „relative Luftfeuchtigkeit“ und „Temperatur“ auf den Wirkungseintritt ermittelt; die Mortalitätsraten wurden in zweistündigen Intervallen bis zum Versuchsende erfasst. Zugleich erfolgte die Abschätzung der Empfindlichkeit vergleichend für beide Entwicklungsstadien. Zur Schaffung praxisnaher Untersuchungsbedingungen wurde INDISPRON®P406 außerdem in Einstreumaterial eingemischt und die Effektivität verschiedener Dosierungen gegenüber *A. diaperinus* untersucht. Da die Wasserverfügbarkeit für den physikalischen Wirkmechanismus von Silikaten entscheidend ist, wurde weiterhin der wirksamkeitsmodulierende Einfluss einer alimentären Flüssigkeitsaufnahme überprüft. Um Effekte einer niedrig dosierten Kieselsäurebehandlung auf das Reproduktionsgeschehen von *A. diaperinus* zu untersuchen, wurden Imagines über vier Wochen subletalen Dosierungen von INDISPRON®P406 ausgesetzt, anschließend erfolgte eine quantitative und qualitative Auswertung der während dieser Zeit produzierten Nachkommenschaft. Abschließend wurden Getreideschimmelkäfer in kieselsäuredotierte Einstreu überführt und diese in mit Hühnerküken besetzte Behälter verbracht, um Verhältnisse in einem Geflügelstall zu simulieren. Nach einwöchiger Inkubation erfolgte die

Auszählung der Mortalitätsraten je Versuchsgruppe mit anschließender Auswertung. Direkter Kontakt mit INDISPRON®P406 führte zu einer deutlichen Wirkung auf Larven und Imagines von *A. diaperinus*, besonders erstere reagierten äußerst empfindlich. Der Effekt einer Silikatbehandlung setzt aufgrund des Wirkmechanismus zeitverzögert ein. Eine eindeutige Dosis-Wirkungs-Beziehung ließ sich nicht zeigen. Eine Umgebungstemperatur von 30 °C führte bei silikatexponierten *A. diaperinus*-Stadien stets zu signifikant schnellerem Verenden als eine solche von 25 °C; dies ließ sich unabhängig von der zugleich herrschenden relativen Luftfeuchte darstellen. Umgekehrt führte eine Absenkung der bei gegebener Umgebungstemperatur herrschenden relativen Luftfeuchtigkeit in der Regel zu einer signifikanten Reduktion der mittleren Überlebenszeit der behandelten Insekten. Larven des Glänzendschwarzen Getreideschimmelkäfers verenden nach Exposition mit amorphen Kieselsäurestäuben signifikant schneller als identisch behandelte Imagines der Spezies. Bei Einmischung des untersuchten Silikates in Einstreumaterial sind nennenswerte Abtötungsraten bei Larven erst ab einem Kieselsäuregehalt von mindestens 1 % im Einstreugemisch zu erwarten. Mit Wirkstoffgehalten von ≥ 2 % und mindestens achtundvierzigstündiger Inkubation ließen sich mehr als 97 % der Larven eliminieren. Imagines verenden in behandelter Einstreu deutlich zeitverzögert; eine mindestens zweitägige Inkubation vorausgesetzt, lässt sich durch Dosiserhöhungen eine signifikante Wirkungsverbesserung erreichen. Bei Imagines ist eine Minstdosis von 3 % INDISPRON®P406 erforderlich, um nach 72 Stunden Exposition Mortalitäten von mindestens 95% zu erzielen. Die Verfügbarkeit von wasserhaltiger Nahrung vermindert die Wirksamkeit von INDISPRON®P406 außerordentlich. Mehr als 95 % der Imagines und mehr als zwei Drittel der Larven überlebten ansonsten letale Dosen dabei länger als drei Tage. Für adulte Getreideschimmelkäfer subletale Kieselsäurekonzentrationen (0,5 % und 1 %) im Einstreugemisch können den Reproduktionserfolg signifikant reduzieren, was primär auf eine sehr gute Wirkung gegenüber frisch geschlüpften Larvenstadien zurückzuführen sein dürfte. Zugleich lassen sich Verschiebungen in der Altersstruktur der exponierten Larvenpopulation beobachten. Im simulierten Feldversuch mit Verwendung von Hühnerküken und bei Dosierungen von 2,5 % und 5 % INDISPRON®P406 in Einstreu ließen sich *Alphitobius*-Imagines binnen einer Woche zu mehr als 83 % bzw. 93 % eliminieren.

Zusammenfassend lassen die Ergebnisse einen praktischen Einsatz des Kieselsäurepräparates INDISPRON®P406 in Geflügelbetrieben mit Bodenhaltung möglich erscheinen. Voraussetzungen für den angestrebten Erfolg dürften allerdings kurze Produktionszyklen, Dosierungen von mehr als 3 % Kieselsäure in Einstreu und eine trockene Stallumgebung sein.

7 Summary

Holger John

Investigations on the efficacy of synthetic amorphous silica against the darkling beetle (*Alphitobius diaperinus*)

Institute of Parasitology, Faculty of Veterinary Medicine, University of Leipzig

Submitted in June 2011

91 pages, 15 figures, 4 tables, 154 references, appendix (5 tables)

Keywords: *Alphitobius diaperinus*, control, silica, poultry farming

The aim of this study was the collection of basic data on the efficacy of synthetic amorphous silica against the darkling beetle *Alphitobius diaperinus* by using the product INDISPRON®P406. After establishing a laboratory colony of this pest it was examined whether a treatment with silica dust has an effect on survival and if there is a dose-response-relationship. Insects were placed in tissue culture plates and directly exposed to different silica concentrations. The influence of the environmental factors temperature and relative humidity on survival was determined for larvae and adults, observed mortality was recorded in intervals of two hours. Additionally, the sensitivity of both stages was compared.

To create practical application conditions INDISPRON®P406 was mixed with wood shavings that are commonly used as poultry litter, and darkling beetles were exposed to these mixtures. The influence of alimentary fluid intake on efficacy was investigated as well. To examine the effect of a low-dose silica exposure on beetle reproduction, adult *A. diaperinus* were subjected to INDISPRON®P406 in sublethal concentrations for four weeks., followed by quantitative and qualitative analysis of generated offspring. Finally, to simulate field conditions, darkling beetles were placed in a mixture of silica and fresh litter (in two concentrations) that was placed under a metal grid with chickens being raised on. After an incubation for one week, mortality of treated insects was evaluated.

Direct exposure to INDISPRON®P406 affected all beetle stages, especially larvae were very susceptible. The efficacy of silica exposure was time-delayed. A clear dose-response-relationship was not detectable. An ambient temperature of 30°C lead to significant earlier

death of larvae and adults than 25°C. This was independent of relative humidity. In turn, the reduction of relative humidity at a given temperature generally resulted in a significant decrease of average survival time of treated insects. Larvae died significantly earlier than identically exposed adults. In a mixture of INDISPRON®P406 and fresh litter, appreciable mortality rates for larvae were obtained only with concentrations of at least 1 % silica. Dosages of ≥ 2 % silica and incubation periods of at least 48 hours resulted in mortalities of ≥ 97 %. Adults died under the same conditions with a delay. At an exposure time of at least 48 hours higher silica concentrations resulted in significantly improved efficacy. Dosages of ≥ 3 % silica are required to achieve mortalities of 95 % or more in adults after 72 hours. The availability of water in the food reduces the effects of INDISPRON®406 considerably. More than 95 % of adults and more than 66 % of larvae survived otherwise lethal dosages for more than three days. Sublethal silica dosages in litter of 0,5 % and 1 % were able to reduce reproductive success significantly which is probably attributed to the high susceptibility of newly hatched larvae. Additionally, alterations in the age patterns of the larval population were observed.

Under simulated field conditions with chickens providing humidity in their feces, concentrations of 2,5 % or 5 % INDISPRON®P406 in litter eliminated more than 83 % or 93 % of adult *Alphitobius diaperinus* after seven days.

Summing up, the results indicate that field use of the synthetic silica INDISPRON®P406 in poultry facilities with floor-based rearing systems may efficiently control *Alphitobius diaperinus* populations. Short production cycles, sufficient concentrations (>3 % silica in litter) and dry ambient conditions are important factors to obtain optimal effects.

8 Literaturverzeichnis

Achiano KA, Giliomee JH. Biology of the House Fly Predator *Carcinops pumilio* (Erichson) (Coleoptera: Histeridae). Biol Control 2005; 50: 899-910.

Aldryhim YN. Efficacy of the amorphous silica dust, Dryacide, against *Tribolium confusum* Duv. and *Sitophilus granarius* (L.) (Coleoptera: Tenebrionidae and Curculionidae). J Stored Prod Res. 1990; 26: 207-10.

Alexandre TM, Alves LF, Neves PM, Alves SB. Effect of temperature and poultry litter in *Beauveria bassiana* (Bals.) Vuill. and *Metarhizium anisopliae* (Metsch) virulence against the lesser mealworm *Alphitobius diaperinus* (Panzer)(Coleoptera: Tenebrionidae). Neotrop Entomol. 2006; 35: 75-82.

Alves LF, Oliveira DG, Neves PM. Factors affecting diatomaceous earth effectiveness in the control of *Alphitobius diaperinus* (Panzer) (Coleoptera: Tenebrionidae) adults. Neotrop Entomol. 2008; 37: 716-22.

Apuya LC, Stringham SM, Arends JJ, Brooks WM. Prevalence of protozoan infections in darkling beetles from poultry houses in North Carolina. J Invertebr Pathol. 1994; 63: 255-9.

Arends JJ. Control, management of the litter beetle. Poult Dig. 1987; 172-176.

Arnold MT, Blomquist GT, Jackson LL. Cuticular lipids of insects III. The surface lipids of aquatic and terrestrial life forms of the big stone fly *Pteronarcys californica* (Newport). Comp Biochem Physiol. 1969; 31: 685-92.

Avancini RMP, Ueta MT. Manure breeding insects (Diptera and Coleoptera) responsible for cestoidosis in caged layer hens. J Appl Entomol. 1990; 110: 307-12.

Axtell RC. Poultry integrated pest management: Status and future. Integrated Pest Management Reviews. 1999; 4: 53-73.

Barke HE, Davis R. Sexual dimorphism in the lesser mealworm, *Alphitobius diaperinus* (Panz.). J Georgia Entomol So. 1967; 2: 119-21.

Bartelt RJ, Zilkowski BW, Cosse AA, Steelman CD, Singh N. Male-produced aggregation pheromone of the lesser mealworm beetle, *Alphitobius diaperinus*. J Chem Ecol 2009; 35: 422-34.

Bhattacharyya S. Coleopteran insects in the nests of birds in West Bengal. Environment and Ecology. 1995; 13 (3): 629-32.

Calibeo-Hayes D, Denning SS, Stringham SM, Watson DW. Lesser mealworm (Coleoptera: Tenebrionidae) emergence after mechanical incorporation of poultry litter into field soils. J Econ Entomol. 2005; 98: 229-35.

Calibeo DR. Role and Mitigation of Two Vectors of Turkey Coronavirus, *Musca domestica* L and *Alphitobius diaperinus* Panzer. [Thesis] North Carolina State University, 2002.

Cogan P, Webb D, Wakefield M. A comparison of four residual insecticides for the control of the lesser mealworm beetle (*Alphitobius diaperinus* Panzer) in turkey broiler houses in the UK. Int Pest Control 1996; 38: 52-5.

Cook DA, Armitage DM. Efficacy of a diatomaceous earth against mite and insect populations in small bins of wheat under conditions of low temperature and high humidity. Pest Manag Sci. 2000; 56: 591-6.

Crippen TL, Sheffield CL, Esquivel SV, Droleskey RE, Esquivel JF. The Acquisition and Internalization of Salmonella by the Lesser Mealworm, *Alphitobius diaperinus* (Coleoptera: Tenebrionidae). Vector Borne Zoonotic Dis. 2009.; 9 (1), 65-72.

Dass R, Agarural RA, Paul AUN. Feeding potential and biology of lesser mealworm *Alphitobius diaperinus* (Panz.) (Col., Tenebrionidae), preying on *Corcyra cephalonica* St. (Lep., Pyralidae). J Appl Entomol. 1984; 98: 444-7.

Davies RH, Wray C. Contribution of the lesser mealworm beetle (*Alphitobius diaperinus*) to carriage of *Salmonella enteritidis* in poultry. Vet Rec. 1995; 137: 407-8.

De las Casas E, Harein PK, Deshmukh DR, Pomeroy BS. The Relationship between the Lesser Mealworm and Avian Viruses. 1 Reovirus 24. Environ Entomol. 1973; 2: 1043-7.

De las Casas E, Harein PK, Deshmukh DR, Pomeroy BS. Relationship between the lesser mealworm, fowl pox, and Newcastle disease virus in poultry. J Econ Entomol. 1976; 69: 775-9.

Despins JL, Turner EC, Ruzler PL. Construction Profiles of High Rise Caged Layer Houses in Association with Insulation Damage caused by the Lesser Mealworm, *Alphitobius diaperinus* (Panzer) in Virginia. Poult Sci. 1987; 66: 243-50.

Despins JL, Vaughan JA, Turner EC. Role of the lesser mealworm, *Alphitobius diaperinus* (Panzer) (Coleoptera: Tenebrionidae), as a predator of the house fly, *Musca domestica* L. (Diptera: Muscidae) in poultry houses. Coleopt Bull. 1988; 42: 211-6.

Despins JL, Turner EC, Ruzler PL. Effects of poultry manure moisture and poultry house construction materials on movements of the lesser mealworm, *Alphitobius diaperinus* (Panzer) (Coleoptera: Tenebrionidae), a structural insect pests in high rise caged layer houses. Poult Sci. 1989; 68: 1326-31.

Despins JL, Turner EC, Pfeiffer DG. Evaluation of methods to protect poultry house insulation from infestations by lesser mealworm (Coleoptera: Tenebrionidae). J Agric Entomol. 1991; 8 (3): 209-17.

Despins JL, Axtell RC, Rives DV, Guy JS, Ficken MD. Transmission of enteric pathogens of turkeys by darkling beetle larva (*Alphitobius diaperinus*). J Appl Poultry Res. 1994; 3: 61-5.

Despins JL, Axtell RC. Feeding behaviour and growth of turkey poult fed larvae of the darkling beetle, *Alphitobius diaperinus*. Poult Sci. 1994; 73: 1526-33.

Despins JL, Axtell RC. Feeding behaviour and growth of broiler chicks fed larvae of the darkling beetle, *Alphitobius diaperinus*. Poult Sci. 1995; 74: 331-6.

Dunford JC, Kaufman PE. Lesser Mealworm, Litter Beetle, *Alphitobius diaperinus* (Panzer) (Insecta: Coleoptera: Tenebrionidae). IFAS Publication number EENY-367 (IN662), Gainesville: University of Florida Institute of Food and Agricultural Sciences, 2006, <http://edis.ifas.ufl.edu/in662> (zitiert vom 11.09.2008)

Ebeling W. Sorptive dusts for pest control. Annu Rev Entomol. 1971; 16: 123-58.

Edwards JP, Abraham L. Laboratory evaluation of two insect juvenile hormone analogues against *Alphitobius diaperinus* (Panzer) (Coleoptera: Tenebrionidae). J Stored Prod Res. 1985; 21: 189-94.

Eidson CS, Schmittle SC, Goode RB, Lal JB. Induction of leukosis tumors with the beetle *Alphitobius diaperinus*. Am J Vet Res. 1966; 27: 1053-7.

El-Nahal AKM, El-Halfawy MA. The effects of sublethal treatments with pyrethrins and certain inert dusts on some biological aspects of *Sitophilus oryzae* L. and *S. granarius* L. (Coleoptera). Bull Entomol Soc Egypt., Econ. ser. 1973; 7.

Elowni EE, Elbihari S. Natural and experimental infection of the beetle, *Alphitobius diaperinus* (Coleoptera: Tenebrionidae) with *Choanotaenia infundibulum* and other chicken tapeworms. Vet Sci Commun. 1979; 3: 171-3.

Enigk K, Sticinsky E. Die Zwischenwirte der Hühnerbandwürmer *Raillietina cesticillus*, *Choanotaenia infundibulum* und *Hymenolepis carioca*. Z Parasitenkd. 1959; 19: 278-308.

Falomo A. The Pheromone Biology of the Lesser Mealworm, *Alphitobius diaperinus* (Panzer), (Coleoptera: Tenebrionidae). [Thesis] University of Wisconsin, Madison, 1986.

Fattorini S, Leo P. Darkling beetles from Mediterranean minor islands: new records and biogeographical notes (Coleoptera Tenebrionidae). Bolletino della Societa Entomologica Italiana 2000; 132: 201-17.

Ferch H, Gerocke H, Inzel H, Klebe H. Arbeitsmedizinische Untersuchungen langzeitexponierter Aerosil-Arbeiter. Arbeitsmed. Sozialmed. Präventivmed. In: Deutsche Forschungsgemeinschaft 1989: Gesundheitsschädliche Arbeitsstoffe. Toxikologisch-Arbeitsmedizinische Begründung von MAK-Werten, Sonderdruck, Würzburg, 15.Lieferung, 1987, 22: 33-37

Fields P, Korunic Z. The effect of grain moisture content and temperature on the efficacy of diatomaceous earths from different geographical locations against stored-product beetles. J Stored Prod Res. 2000; 36: 1-13.

Francisco O, do Prado AP. Characterization of the larval stages of *Alphitobius diaperinus* (Panzer) (Coleoptera: Tenebrionidae) using head capsule width. Braz J Biol. 2001; 61: 125-31.

Gaugler R, Cosa SD, Lashomb J. Stability and efficacy of *Beauveria bassiana* soil inoculations. Environ Entomol. 1989; 18: 412-7.

Geden CJ, Axtell RC, Brooks WM. Susceptibility of the lesser mealworm, *Alphitobius diaperinus* (Coleoptera: Tenebrionidae) to the entomopathogenous nematodes *Steinernema feltiae*, *S. glaseri* (Steinernematidae) and *Heterorhabditis heliothidis* (Heterorhabditidae). J Entomol Sci. 1985; 331-9.

Geden CJ, Axtell RC. Effect of temperature on nematode (*Steinernema feltiae* (Nematoda: Steinernematidae)) Treatment of soil for control of lesser mealworm (Coleoptera: Tenebrionidae) in turkey houses. J Econ Entomol. 1988; 81: 800-3.

Geden CJ, Arends JJ, Rutz DA, Steinkraus DC. Laboratory Evaluation of *Beauveria bassiana* (Moniliales: Moniliaceae) against the Lesser Mealworm, *Alphitobius diaperinus* (Coleoptera: Tenebrionidae), in Poultry Litter, Soil, and a Pupal Trap. Biol Control. 1998; 13: 71-7.

Geden CJ, Hogsette JA. Research and extension needs for integrated pest management for arthropods of veterinary importance. USDA-ARS Workshop Proceedings, Lincoln, Nebraska., 1994, April 12-14, letzte Aktualisierung Oktober 2001

Geden CJ, Axtell RC. Factors affecting climbing and tunneling behavior of the lesser mealworm (Coleoptera: Tenebrionidae). J Econ Entomol. 1987; 80: 1197-204.

Geden CJ, Arends JJ, Axtell RC. Field trials of *Steinernema feltiae* (Nematoda: Steinernematidae) for control of *Alphitobius diaperinus* (Coleoptera: Tenebrionidae) in commercial broiler and turkey houses. J Econ Entomol. 1987; 80: 136-41.

Geden CJ, Carlson DA. Mechanical barrier for preventing climbing by lesser mealworm (Coleoptera: Tenebrionidae) and hide beetle (Coleoptera: Dermestidae) larvae in poultry houses. J Econ Entomol. 2001; 94: 1610-6.

Geden CJ, Steinkraus DC. Evaluation of three formulations of *Beauveria bassiana* for control

of lesser mealworm and hide beetle in Georgia poultry houses. J Econ Entomol. 2003; 96: 1602-7.

Geissler H, Kösters J. Die hygienische Bedeutung des Getreideschimmelkäfers (*Alphitobius diasperinus* Panz.) in der Geflügelmast. Deut Tierarztl Woch. 1972; 79: 179-81.

Gersdorf E. Der Getreide-Schimmelkäfer (*Alphitobius diaperinus* PZ. Ten.) in Hähnchenmast-Ställen. Anz Schaedlingskd. 1970; 43: 153-5.

Gindin G, Glazer I, Mishoutchenko A, Samish M. Entomopathogenic fungi as a potential control agent against the lesser mealworm, *Alphitobius diaperinus* in broiler houses. Biocontrol 2009; 54: 549-58.

Gogoi AR, Chaudhuri RP. Contribution to the fowl cestodes *Raillietina tetragona*, *Raillietina echinobothrida* and *Raillietina cesticillus*. Indian J Anim Sci. 1982; 52: 246-53.

Golob P. Current status and future perspectives for inert dusts for control of stored product insects. J Stored Prod Res. 1997; 33: 69-79.

Goodwin MA, Waltman WD. Transmission of *Eimeria*, Viruses, and Bacteria to Chicks: Darkling Beetles (*Alphitobius diaperinus*) as Vectors of Pathogens. J Appl Poultry Res. 1996; 5: 51-5.

Gray PA, Johnson DT. Survival of the nematode *Neoaplectana carpocapsae* in relation to soil temperature, moisture and time. J Georgia Entomol So. 1983; 18: 454-60.

Green DB. The fauna and environment of two Lancashire deep-pit poultry houses. Ministry of Agriculture, Fisheries and Food Poultry. 1982;140: 15-32.

Grewal PS, Georgis R. Entomopathogenic nematodes. In: Hall FR, Menn J, Hrsg. Methods in Biotechnology: Biopesticides: Use and Delivery. Totowa, NJ, USA: Humana Press; 1998: 271-99.

Halstead DGH. External sex differences in stored-products Coleoptera. B Entomol Res. 1963; 54: 118-9.

Hamm RL, Kaufman PE, Reasor CA, Rutz DA, Scott JG. Resistance to cyfluthrin and tetrachlorvinphos in the lesser mealworm, *Alphitobius diaperinus*, collected from the eastern United States. Pest Manag Sci. 2006; 62: 673-7.

Harding WL, Bissell TL. Lesser mealworm in a brooder house. J Econ Entomol. 1958; 51: 112.

Harein PK, de las Casas E, Pomeroy BS, York MD. *Salmonella* spp. and serotypes of *Escherichia coli* isolated from the lesser mealworm collected in poultry brooder houses. J Econ Entomol. 1970; 63: 80-2.

Hazeleger WC, Bolder NM, Beumer RR, Jacobs-Reitsma WF. Darkling beetles (*Alphitobius diaperinus*) and their larvae as potential vectors for the transfer of *Campylobacter jejuni* and *Salmonella enterica* Seroovar Paratyphi B variant Java between successive broiler flocks. Appl Environ Microbiol. 2008; 74(22): 6887-91.

Heimbucher J, Kutzer E. Getreideschimmelkäfer (*Alphitobius diaperinus* Panz.) in Hühnerbetrieben: Vorkommen und Bekämpfung. Wien Tierarztl Monat. 1979; 66: 334-7.

Hickle LA, Bradfish GA, Sick AJ. Use of *Bacillus thuringiensis* microbe for controlling lesser mealworm, *Alphitobius diaperinus*. USA patent 5064648. Nov.12, 1991; (zitiert vom 16.07.2010): 1-4, <http://www.freepatentsonline.com/5064648.pdf>

Hinkle NC, Hickle LA. California Caged Layer Pest Management Evaluation. J Appl Poultry Res. 1999; 8: 327-38.

Hofmann K, Große WD. Untersuchungen zur circadianen lokomotorischen Aktivität von *Alphitobius diaperinus* (PANZ 1797). Wiss. Z. Univ. Halle. 1987; 36: 84-91.

Huber K, Gouilloud L, Zenner L. A preliminary study of natural and experimental infection of the lesser mealworm *Alphitobius diaperinus* (Coleoptera: Tenebrionidae) with *Histomonas meleagridis* (Protozoa: Sarcomastigophora). Avian Pathol. 2007; 36: 279-82.

Ichinose T, Shibasaki S, Ohta M. Studies on the biology and mode of infestation of the tenebrionid beetle, *Alphitobius diaperinus* Panzer, harmful to broiler-chicken houses. Jpn J Appl Entomol Z. 1980; 24: 167-74.

Ishibashi N, Kondo E. *Steinernema feltiae* (DD-136) and *S. glaseri*: Persistence in Soil and Bark Compost and Their Influence on Native Nematodes. J Nematol. 1986; 18: 310-316.

Jacobs-Reitsma WF, van de Giessen AW, Bolder NM, Mulder RW. Epidemiology of *Campylobacter* spp. at two Dutch broiler farms. Epidemiol Infect. 1995; 114: 413-21.

Jerrard PC, Wildey KB. Beetle plague from deep pit muck spreading. Poultry World 131: 20-21. 1980.

Kaufman PE, Reasor C, Murray KD, Waldron JK, Rutz DA. Evaluation of a barrier to inhibit lesser mealworm (Coleoptera: Tenebrionidae) and dermestidae movement in high-rise, caged-layer poultry facilities. J Econ Entomol. 2005; 98: 1744-9.

Kaufman PE, Reasor C, Waldron JK, Rutz DA. Suppression of adult lesser mealworm (Coleoptera: Tenebrionidae) using soil incorporation of poultry manure. J Econ Entomol. 2005; 98: 1739-43.

Kaufman PE, Strong C, Rutz DA. Susceptibility of lesser mealworm (Coleoptera: Tenebrionidae) adults and larvae exposed to two commercial insecticides on unpainted plywood panels. Pest Manag Sci. 2007; 64: 108-11.

Korunic Z. Diatomaceous Earths, a Group of Natural Insecticides. J Stored Prod Res. 1998; 34: 87-97.

Kozlov VI. The tenebrionid *Alphitobius diaperinus*, a predator of *Dermanyssus gallinae*. Parazitologiya 1970; 4: 363-4.

Kumar P. Flesh eating behaviour of *Alphitobius diaperinus* Panz. (Tenebrionidae; Coleoptera). Indian J Entomol. 1986; 48: 113-5.

Lambkin TA. Investigations into the management of the darkling beetle. Report for the Rural Industries Research and Development Corporation. 2001; RIRDC Publication No 01/151

Lambkin TA. Baseline responses of adult *Alphitobius diaperinus* (Coleoptera: Tenebrionidae) to fenitrothion and susceptibility status of populations in Queensland and New South Wales, Australia. J Econ Entomol. 2005; 98: 938-42.

Lambkin TA, Rice SJ. Baseline responses of *Alphitobius diaperinus* (Coleoptera: Tenebrionidae) to cyfluthrin and detection of strong resistance in field populations in eastern Australia. J Econ Entomol. 2006; 99: 908-13.

Lambkin TA, Rice SJ. Baseline responses of *Alphitobius diaperinus* (Coleoptera: Tenebrionidae) to spinosad, and susceptibility of broiler populations in Eastern and Southern Australia. J Econ Entomol. 2007; 100: 1423-7.

Lambkin TA, Kopittke RA, Rice SJ, Bartlett JS, Zalucki MP. Factors affecting localized abundance and distribution of lesser mealworm in earth-floor broiler houses in subtropical Australia. J Econ Entomol. 2008; 101: 61-7.

Lancaster JL, Simco JS. Pre-treated rice hull litter for the control of the lesser mealworm. Arkansas Experiment Station Report Series. 1969;174: 1-13.

Le Patourel GNJ. The effect of grain moisture content on the toxicity of a sorptive silica dust to four species of grain beetle. J Stored Prod Res. 1986; 22: 63-9.

Le Torc'h J-M. Un nouveau ravageur des batiments d'elevage. Phytoma: revue de phytomédecine appliquée 1979; 308: 31-3.

Leffer AM, Kuttel J, Martins LM, Pedroso AC, Astolfi-Ferreira CS, Ferreira F et al. Vectorial Competence of Larvae and Adults of *Alphitobius diaperinus* in the Transmission of *Salmonella enteritidis* in Poultry. Vector Borne Zoonotic Dis. 2010; 10: 481-7.

Lewinson J, Mayr W, Wagner H. Characterization and toxicological behavior of synthetic amorphous hydrophobic silica. Regul Toxicol Pharmacol. 1994; 20: 37-57.

Löhren U. Effect of various insecticides on the corn mold beetle (*Alphitobius diaperinus*). Deut Tierarztl Woch. 1972; 79: 504-6.

Löhren U, Wohlgemuth R. Der "Schwarze Käfer" muss nicht sein. Deutsche Geflügelwirtschaft und Schweineproduktion 43: 247-250. 1991.

McAllister JC, Steelman CD, Skeeles JK. Reservoir competence of the lesser mealworm (Coleoptera: Tenebrionidae) for *Salmonella typhimurium* (Eubacteriales: Enterobacteriaceae).

J Med Entomol. 1994; 31: 369-72.

McAllister JC, Steelman CD, Newberry LA, Skeeles JK. Isolation of infectious bursal disease virus from the lesser mealworm, *Alphitobius diaperinus* (Panzer). Poult Sci. 1995; 74: 45-9.

McAllister JC, Steelman CD, Skeeles JK, Newberry LA, Gbur EE. Reservoir competence of *Alphitobius diaperinus* (Coleoptera: Tenebrionidae) for *Escherichia coli* (Eubacteriales:Enterobacteriaceae). J Med Entomol. 1996; 33: 983-7.

McGoldrick S. Litter beetles - what is the economic impact? Proceedings Poultry Information Exchange 2004, Surfer's Paradise, Australia. 2004.179-187

Melichar B, Willomitzer J. Bewertung der physikalischen Insektizide. Proceedings 25th Congress of Pharmaceutical Science 1965, Prag, 1967; 589-597.

Merget R, Bauer T, Kupper HU, Philippou S, Bauer HD, Breitstadt R et al. Health hazards due to the inhalation of amorphous silica. Arch Toxicol. 2002; 75: 625-34.

Merkel O. Corrections and new records of Tenebrionidae (Coleoptera) from Nicaragua. Rev Nica Ent. 1998; 43: 1-6.

Mewis I, Ulrichs C. Wirkungsweise amorpher Diatomeenerden auf vorratsschädliche Insekten. Untersuchung der abrasiven sowie sorptiven Effekte. Anz Schaedlingskd. 1999; 72: 113-21.

Mewis I, Ulrichs C. Wirkungsweise amorpher Diatomeenerden auf die Vorratsschädlinge *Sitophilus granarius* und *Tenebrio molitor*. Gesunde Pflanzen. 2001a; 53: 110-8.

Mewis I, Ulrichs C. Treatment of rice with diatomaceous earth and effects on the mortality of the Red flour beetle *Tribolium castaneum* (Herbst). Anz Schaedlingskd. 2001b; 74: 13-6.

Mewis I, Ulrichs C. Action of amorphous diatomaceous earth against different stages of the stored product pests *Tribolium confusum*, *Tenebrio molitor*, *Sitophilus granarius* and *Plodia interpunctella*. Stored Prod Res. 2001c; 37: 153-64.

Mewis I., Ulrichs C. Auswirkungen von Diatomeenerde auf den Wasserhaushalt des Kornkäfers: *Sitophilus granarius* (L.) (Col., Curculionidae) und möglicher Einsatz innerhalb des Vorratsschutzes. J Appl Entomol. 2001d; 125: 351-60.

Miller RW, Redfern RE. Feed additives for control of lesser mealworm (Coleoptera: Tenebrionidae) in poultry broiler houses. J Econ Entomol 1988; 81: 1137-9.

Miller RW. Use of ivermectin to control the lesser mealworm (Coleoptera: Tenebrionidae) in a simulated poultry broiler house. Poult Sci. 1990; 69: 1281-4.

O'Connor JP. *Alphitobius diaperinus* (Panzer) (Col. Tenebrionidae) damaging polystyrene insulation in an Irish piggery. Entomol Mon Mag. 1987; 123: 50.

Piltz H. Insekten in Einfuhrsendungen von Getreide und Preßrückständen der Ölgewinnung. Anz Schaedlingskd. 1960; 33: 165-8.

Poole T, Crippen T. Conjugative plasmid transfer between *Salmonella enterica* Newport and *Escherichia coli* within the gastrointestinal tract of the lesser mealworm beetle, *Alphitobius diaperinus* (Coleoptera: Tenebrionidae). Poult Sci. 2009; 88: 1553-8.

Preiss FJ, Davidson JA. Adult longevity, pre-oviposition period and fecundity of *Alphitobius diaperinus* in the laboratory (Coleoptera: Tenebrionidae). J Georgia Entomol So. 1971; 6: 105-9.

Ratti E. Faunistic researches by the Civic Natural History Museum of Venice on the island of Patelleria I. Introductory notes; Coleoptera Tenebrionidae. Bollettino del Museo civico di storia naturale di Venezia 1986; 35: 7-41.

Renault D, Salin C, Vannier G, Vernon P. Survival and chill-coma in the adult lesser mealworm, *Alphitobius diaperinus* (Coleoptera: Tenebrionidae), exposed to low temperatures. J Therm Biol. 1999; 24: 229-236

Renault D, Coray Y. Water loss of male and female *Alphitobius diaperinus* (Coleoptera: Tenebrionidae) maintained under dry conditions. Eur J Entomol. 2004; 101: 491-4.

Reyna PS, McDougald LR, Mathis GF. Survival of coccidia in poultry litter and reservoirs of

infection. Avian Dis. 1983; 27: 464-73.

Rezende SRF, Curvello FA, Fraga ME, Reis RCS, Castilho AMC, Agostinho TSP. Control of the *Alphitobius diaperinus* (Panzer) (Coleoptera: Tenebrionidae) with Entomopathogenic Fungi. Rev. Bras. Cienc. Avic. 2009; 11(2): 121-7.

Rigaux M, Haubrugel E, Fields P. Mechanisms for tolerance to diatomaceous earth between strains of *Tribolium castaneum*. Entomol Exp Appl. 2001; 101: 33-9.

Roche AJ, Cox NA, Richardson LJ, Buhr RJ, Cason JA, Fairchild BD et al. Transmission of *Salmonella* to broilers by contaminated larval and adult lesser mealworms, *Alphitobius diaperinus* (Coleoptera: Tenebrionidae). Poult Sci. 2009; 88: 44-8.

Rueda LM, Axtell RC. Temperature-dependent development and survival of the lesser mealworm, *Alphitobius diaperinus*. Med Vet Entomol. 1996; 10: 80-6.

Rueda LM, Axtell RC. Arthropods in litter of poultry (broiler chicken and turkey) houses. J Agric Entomol. 1997; 14: 81-91.

Safrit RD, Axtell RC. Evaluations of sampling methods for darkling beetles (*Alphitobius diaperinus*) in the litter of turkey and broiler houses. Poult Sci. 1984; 63: 2368-75.

Salin C, Vernon P, Vannier G. Effects of temperature and humidity on transpiration in adults of the lesser mealworm, *Alphitobius diaperinus* (Coleoptera: Tenebrionidae). J Insect Physiol. 1999; 45: 907-14.

Salin C, Delettre YR, Vernon P. Controlling the mealworm *Alphitobius diaperinus* (Coleoptera: Tenebrionidae) in broiler and turkey houses: field trials with a combined insecticide treatment: insect growth regulator and pyrethroid. J Econ Entomol. 2003; 96: 126-30.

Santoro PH, Neves PM, Alexandre TM, Gavaguchi SA, Alves LF. *Carcinops troglodytes* (Erichson) (Coleoptera: Histeridae) preying on *Alphitobius diaperinus* (Panzer) (Coleoptera: Tenebrionidae) in poultry houses. Neotrop Entomol. 2010; 39: 831-2.

Savage S. Reducing darkling beetles. Poultry Dig. 1992; 51: 34-6.

Schmitz M, Wohlgemuth R. Untersuchungen zum Massenauftreten und Verhalten von *Alphitobius diaperinus* Panz. (Coleoptera, Tenebrionidae) in Hühnermastbetrieben als Grundlage zur praxisgerechten Bekämpfung. Anz Schaedlingskd. 1988; 61: 108-14.

Schroeckenstein DC, Meier-Davis S, Graziano FM, Falomo A, Bush RK. Occupational sensitivity to *Alphitobius diaperinus* (Panzer) (lesser mealworm). J Allergy Clin Immunol. 1988; 82: 1081-8.

Sheppard DC, Noblet R. Livestock and poultry insects In: McPherson M, Douce GK, Riley DG, Hrsg. Summary of losses from insect damage and cost of control in Georgia. Georgia Agric. Exper. Station, Tifton, GA, 1999, 17pp.

Skewes PA, Monroe JL. Research note: the effects of darkling beetles on broiler performance. Poult Sci. 1991; 70: 1034-6.

Skov MN, Spencer AG, Hald B, Petersen L, Nauerby B, Carstensen B et al. The role of litter beetles as potential reservoir for *Salmonella enterica* and thermophilic *Campylobacter* spp. between broiler flocks. Avian Dis. 2004; 48: 9-18.

Smith R. Darkling beetles cause damage, nuisance, complaint. Feedstuffs 1981; 13.

Stafford KC, Collison CH, Burg JG, Cloud JA. Distribution and monitoring lesser mealworms, hide beetles, and other fauna in high-rise caged-layer poultry houses. J Agric Entomol. 1988; 5: 89-101.

Steelman CD. Comparative susceptibility of adult and larval lesser mealworms, *Alphitobius diaperinus* (Panzer) (Coleoptera: Tenebrionidae), collected from broiler houses in Arkansas to selected insecticides. J Agr Urban Entomol. 2008; 25: 111-25.

Steinkraus DC, Geden CJ, Rutz DA. Susceptibility of Lesser Mealworm (Coleoptera:Tenebrionidae) to *Beauveria bassiana* (Moniliales: Moniliaceae): Effects of Host Stage, Substrate, Formulation and Host Passage. J Med Entomol 1991; 28: 314-21.

Steinkraus DC, Brooks WM, Geden CJ. Discovery of the neogregarine *Farinocystis tribolii* and an eugregarine in the lesser mealworm, *Alphitobius diaperinus*. J Invertebr Pathol. 1992; 59: 203-5.

Steinkraus DC, Cross EA. Description and Life History of *Acarophenax mahunkai*, n.sp.(Acari, Tarsonemina: Acarophenacidae), an Egg Parasite of the Lesser Mealworm (Coleoptera:Tenebrionidae). Ann Entomol Soc Am. 1993; 86: 239-49.

Strother KO, Steelman CD, Gbur EE. Reservoir competence of lesser mealworm (Coleoptera: Tenebrionidae) for *Campylobacter jejuni* (Campylobacterales: Campylobacteraceae). J Med Entomol. 2005; 42: 42-7.

Stuke P, Kaleta EF. Untersuchungen über die Bedeutung des Getreideschimmelkäfers *Alphitobius diaperinus* für die Verbreitung der Infektiösen Bronchitis der Hühner. Dtsch Tierarztl Wochenschr 1970; 77: 38-41.

Subramanyam BH, Madamanchi N, Norwood S. Effectiveness of Insecto applied to shelled maize against stored product insect larvae. J Econ Entomol 1998; 91: 280-6.

Swatonek F. Zur Biologie des Glänzenschwarzen Getreideschimmelkäfers (*Alphitobius diaperinus* Panz. = *A. piceus* Oliv.). Anz Schaedlingskd. 1970; 42: 101-4.

Szalanski AL, Palmer TW, McKay T, Steelman CD. Infectivity of *Steinernema* spp. (Nematoda: Steinernematidae) to Adult Litter Beetles, *Alphitobius diaperinus* (Coleoptera: Tenebrionidae) in the Laboratory.: Biocontrol Sci Techn. 2004; 14 (1): 81-85

Tabassum R, Naqvi SNH, Jahan N, Nurulain SM, Khan MF, Azmi MF. Determination of the Toxicities of Fenpropathrin (Pyrethroid) and Neem Formulation (RB-a+PBO+Tx-100) against *Alphitobius diaperinus* Adults and their Effects on Transaminases. Tr J of Zoology 1996; 1998: 319-22.

Templeton JM, De Jong AJ, Blackall PJ, Mifflin JK. Survival of *Campylobacter* spp. in darkling beetles (*Alphitobius diaperinus*) and their larvae in Australia. Appl Environ Microbiol. 2006; 72: 7909-11.

Tomberlin JK, Richman D, Myers HM. Susceptibility of *Alphitobius diaperinus* (Coleoptera: Tenebrionidae) from broiler facilities in Texas to four insecticides. J Econ Entomol. 2008; 101: 480-3.

Turner EC. Structural an Litter Pests. Poult Sci. 1986; 65: 644-8.

Ulrichs C, Entenmann S, Goswami A, Mewis I. Abrasive und hydrophil/lipophile Effekte unterschiedlicher inerter Stäube im Einsatz gegen Schadinsekten am Beispiel des Kornkäfers *Sitophilus granarius* L. Gesunde Pflanzen 2006; 58: 173-81.

Vaughan JA, Turner EC, Ruszler PL. Infestation and Damage of Poultry House Insulation by the lesser mealworm *Alphitobius diaperinus* (Panzer). Poult Sci. 1984; 63: 1094-100.

Vayias BJ, Athanassiou CG. Factors affecting the insecticidal efficacy of the diatomaceous earth formulation SilicoSec against adults and larvae of the confused flour beetle, *Tribolium confusum* DuVal (Coleoptera: Tenebrionidae). Crop Prot. 2004; 23: 565-73.

Wakefield ME, Cogan PM. Resistance to iodofenphos and malathion in the lesser mealworm. Proceedings of the 5th International Working Conference on Stored-Product Protection. 1990 Sep 9-14, Bordeaux, France; 1990.

Wallace MMH, Winks RG, Voestermans J. The use of the beetle, *Alphitobius diaperinus* (Panzer) (Coleoptera: Tenebrionidae) for the biological control of poultry dung in high-rise layer houses. J Aust I Agr Sci. 1985; 51: 214-9.

Watson DW, Guy JS, Stringham SM. Limited transmission of turkey coronavirus in young turkeys by adult *Alphitobius diaperinus* (Coleoptera: Tenebrionidae). J Med Entomol. 2000; 37: 480-3.

Watson DW, Kaufman PE, Rutz DA, Glenister CS. Impact of the Darkling Beetle *Alphitobius diaperinus* (Panzer) on Establishment of the Predaceous Beetle *Carcinops pumilio* (Erichson) for *Musca domestica* Control in Caged-Layer Poultry Houses. Biol Control 2001; 20: 8-15.

Watson DW, Denning SS, Zurek L, Stringham SM, Elliot J. Effects of Lime Hydrate on the Growth and Development of Darkling Beetle, *Alphitobius diaperinus*. International Journal of Poultry Science 2003; 2: 91-6.

Weaver JE. The lesser mealworm, *Alphitobius diaperinus*: Field trials for control in a broiler house with insect growth regulators and pyrethroids. J Agric Entomol 1996; 13: 93-7.

Weidner H. Bestimmungstabellen der Vorratsschädlinge und des Hausungeziefers Mitteleuropas. 5. Auflage, Stuttgart, Jena, New York: Gustav Fischer, 1993.

Wilson TH, Miner FD. Influence of temperature on development of the lesser mealworm *Alphitobius diaperinus*. J Kansas Entomol Soc. 1969; 42: 294-303.

Wohlgemuth R. Die Bekämpfung des Glänzendschwarzen Getreideschimmelkäfers (*Alphitobius diaperinus*) in Geflügelmastbetrieben. Proceedings of the Xth Jubilee International Symposium of the World Association of Veterinary Food Hygienists, 1989 Jul 7-12; Stockholm, Schweden; 1990, 18-20

9 ANHANG

9.1 Zusammensetzung des verwendeten Katzentrockenfutters

| | |
|------------------------------|------------|
| Umsetzbare Energie (ME)/100g | 1364,77 kJ |
| Protein | 30% |
| Fett | 10% |
| Rohasche | 9% |
| Rohfaser | 3% |
| Feuchtigkeit | 9% |

9.2 Signifikanzen (p-Werte) beim Vergleich zwischen den Versuchsgruppen hinsichtlich der mittleren Anzahl überlebender Individuen (Dosisfindung); A,B,C=Versuchsgruppen laut Versuchsschema (siehe 3.2.1), K=Imago, L=Larve; Ø = kein Unterschied zwischen den Versuchsgruppen vorhanden

| LARVEN | | | | | | |
|-------------|---------|---------|---------|-------|---------|---------|
| Einwirkzeit | AL-KL | BL-KL | CL-KL | BL-CL | CL-AL | BL-AL |
| 6 | < 0,001 | < 0,001 | 0,001 | 0,414 | < 0,001 | < 0,001 |
| 12 | < 0,001 | < 0,001 | < 0,001 | 0,219 | < 0,001 | < 0,001 |
| 18 | < 0,001 | < 0,001 | < 0,001 | 0,017 | 0,331 | 0,061 |
| 24 | < 0,001 | < 0,001 | < 0,001 | 0,225 | 0,624 | 0,225 |
| 30 | < 0,001 | < 0,001 | < 0,001 | 0,250 | 0,250 | Ø |
| 40 | < 0,001 | < 0,001 | < 0,001 | Ø | Ø | Ø |
| IMAGINES | | | | | | |
| Einwirkzeit | AK-KK | BK-KK | CK-KK | BK-CK | CK-AK | BK-AK |
| 6 | Ø | Ø | Ø | Ø | Ø | Ø |
| 12 | < 0,001 | < 0,001 | < 0,001 | 0,194 | 0,007 | 0,074 |
| 18 | < 0,001 | < 0,001 | < 0,001 | 0,013 | 0,466 | 0,019 |
| 24 | < 0,001 | < 0,001 | < 0,001 | 0,022 | 0,500 | 0,017 |
| 30 | < 0,001 | < 0,001 | < 0,001 | 0,014 | 0,500 | 0,020 |
| 40 | < 0,001 | < 0,001 | < 0,001 | 0,008 | 0,237 | < 0,001 |

9.3 95%-Konfidenzintervalle für die mittlere Überlebenszeit von *A. diaperinus* Larven und Imagines) bei variierenden Umweltbedingungen (in Stunden)

| Larven | | | |
|----------|----------------------|----------------------|----------------------|
| | 30% rel. Luftfeuchte | 50% rel. Luftfeuchte | 70% rel. Luftfeuchte |
| 25°C | 16,110-16,526 | 16,483-16,892 | 18,443-18,816 |
| 30°C | 14,933-15,373 | 15,013-15,448 | 16,639-17,044 |
| Imagines | | | |
| | 30% rel. Luftfeuchte | 50% rel. Luftfeuchte | 70% rel. Luftfeuchte |
| 25°C | 17,585-17,969 | 17,952-18,328 | 19,330-19,688 |
| 30°C | 15,778-16,197 | 16,200-16,612 | 17,661-18,050 |

9.4 Signifikanzen (p-Werte) bei Vergleich der Wirksamkeit zwischen Dosisstufen von INDISPRON®P406 im Einstreugemisch für Imagines und Larven von *A. diaperinus* (65 % ± 2 % rel. Luftfeuchte, 25°C), Inkubationszeit 24, 48 sowie 72 Stunden; vgl. Abb. 8b, 9b; NK = Negativkontrolle

| IMAGINES | Dosis | NK | 0,50% | 1% | 2% | 2,50% | 3% | 4% |
|----------|-------|---------|---------|---------|---------|---------|---------|-------|
| 24h | 0,50% | Ø | x | | | | | |
| | 1% | 0,5 | 0,5 | x | | | | |
| | 2% | < 0,001 | < 0,001 | < 0,001 | x | | | |
| | 2,50% | < 0,001 | < 0,001 | 0,01 | 0,02 | x | | |
| | 3% | < 0,001 | < 0,001 | < 0,001 | 0,015 | < 0,001 | x | |
| | 4% | < 0,001 | < 0,001 | < 0,001 | 0,006 | < 0,001 | 0,407 | x |
| | 5% | < 0,001 | < 0,001 | < 0,001 | 0,5 | 0,029 | 0,01 | 0,004 |
| 48h | 0,50% | Ø | x | | | | | |
| | 1% | < 0,001 | < 0,001 | x | | | | |
| | 2% | < 0,001 | < 0,001 | < 0,001 | x | | | |
| | 2,50% | < 0,001 | < 0,001 | < 0,001 | 0,004 | x | | |
| | 3% | < 0,001 | < 0,001 | < 0,001 | < 0,001 | < 0,001 | x | |
| | 4% | < 0,001 | < 0,001 | < 0,001 | < 0,001 | < 0,001 | < 0,001 | x |
| | 5% | < 0,001 | < 0,001 | < 0,001 | < 0,001 | < 0,001 | < 0,001 | 0,004 |
| 72h | 0,50% | Ø | x | | | | | |
| | 1% | < 0,001 | < 0,001 | x | | | | |
| | 2% | < 0,001 | < 0,001 | < 0,001 | x | | | |
| | 2,50% | < 0,001 | < 0,001 | < 0,001 | < 0,001 | x | | |
| | 3% | < 0,001 | < 0,001 | < 0,001 | < 0,001 | 0,002 | x | |
| | 4% | < 0,001 | < 0,001 | < 0,001 | < 0,001 | < 0,001 | 0,003 | x |
| | 5% | < 0,001 | < 0,001 | < 0,001 | < 0,001 | < 0,001 | < 0,001 | 0,062 |
| LARVEN | | NK | 0,50% | 1% | 2% | 2,50% | 3% | 4% |
| 24h | 0,50% | Ø | x | | | | | |
| | 1% | < 0,001 | < 0,001 | x | | | | |
| | 2% | < 0,001 | < 0,001 | < 0,001 | x | | | |
| | 2,50% | < 0,001 | < 0,001 | < 0,001 | 0,492 | x | | |
| | 3% | < 0,001 | < 0,001 | < 0,001 | 0,002 | 0,002 | x | |
| | 4% | < 0,001 | < 0,001 | < 0,001 | < 0,001 | < 0,001 | < 0,001 | x |
| | 5% | < 0,001 | < 0,001 | < 0,001 | < 0,001 | < 0,001 | 0,005 | 0,027 |
| 48h | 0,50% | Ø | x | | | | | |
| | 1% | < 0,001 | < 0,001 | x | | | | |
| | 2% | < 0,001 | < 0,001 | < 0,001 | x | | | |
| | 2,50% | < 0,001 | < 0,001 | < 0,001 | 0,187 | x | | |
| | 3% | < 0,001 | < 0,001 | < 0,001 | 0,054 | 0,003 | x | |
| | 4% | < 0,001 | < 0,001 | < 0,001 | 0,004 | < 0,001 | 0,25 | x |
| | 5% | < 0,001 | < 0,001 | < 0,001 | 0,004 | < 0,001 | 0,25 | Ø |
| 72h | 0,50% | 0,031 | x | | | | | |
| | 1% | < 0,001 | < 0,001 | x | | | | |
| | 2% | < 0,001 | < 0,001 | < 0,001 | x | | | |
| | 2,50% | < 0,001 | < 0,001 | < 0,001 | 0,252 | x | | |
| | 3% | < 0,001 | < 0,001 | < 0,001 | 0,125 | 0,015 | x | |
| | 4% | < 0,001 | < 0,001 | < 0,001 | 0,125 | 0,015 | Ø | x |
| | 5% | < 0,001 | < 0,001 | < 0,001 | 0,125 | 0,015 | Ø | Ø |

9.5 Signifikanzen (p-Werte) bei Vergleich zwischen verschiedenen Inkubationszeiten einer Dosisstufe von INDISPRON® P406 im Einstreugemisch für Imagines und Larven von *A. diaperinus* (65% \pm 2 % rel. Luftfeuchte, 25°C), Inkubationszeit 24, 48 sowie 72 Stunden; vgl. Abb. 8a, 9a; NK = Negativkontrolle

| Imagines | | 24h | 48h | 72h |
|--------------|------------|---------|---------|-----|
| NK | 24h | x | | |
| | 48h | Ø | x | |
| | 72h | Ø | Ø | x |
| 0,50% | 24h | x | | |
| | 48h | Ø | x | |
| | 72h | Ø | Ø | x |
| 1% | 24h | x | | |
| | 48h | <0,0001 | x | |
| | 72h | <0,0001 | <0,0001 | x |
| 2% | 24h | x | | |
| | 48h | <0,0001 | x | |
| | 72h | <0,0001 | <0,0001 | x |
| 2,50% | 24h | x | | |
| | 48h | <0,0001 | x | |
| | 72h | <0,0001 | <0,0001 | x |
| 3% | 24h | x | | |
| | 48h | <0,0001 | x | |
| | 72h | <0,0001 | <0,0001 | x |
| 4% | 24h | x | | |
| | 48h | <0,0001 | x | |
| | 72h | <0,0001 | <0,0001 | x |
| 5% | 24h | x | | |
| | 48h | <0,0001 | x | |
| | 72h | <0,0001 | <0,0001 | x |

| Larven | | 24h | 48h | 72h |
|--------------|------------|---------|-------|-----|
| NK | 24h | x | | |
| | 48h | Ø | x | |
| | 72h | Ø | Ø | x |
| 0,50% | 24h | x | | |
| | 48h | Ø | x | |
| | 72h | 0,497 | 0,497 | x |
| 1% | 24h | x | | |
| | 48h | <0,0001 | x | |
| | 72h | <0,0001 | 0,082 | x |
| 2% | 24h | x | | |
| | 48h | <0,0001 | x | |
| | 72h | <0,0001 | 0,112 | x |
| 2,50% | 24h | x | | |
| | 48h | <0,0001 | x | |
| | 72h | <0,0001 | 0,081 | x |
| 3% | 24h | x | | |
| | 48h | <0,0001 | x | |
| | 72h | <0,0001 | 0,25 | x |
| 4% | 24h | x | | |
| | 48h | <0,0001 | x | |
| | 72h | <0,0001 | Ø | x |
| 5% | 24h | x | | |
| | 48h | <0,0001 | x | |
| | 72h | <0,0001 | Ø | x |

Danksagung

An dieser Stelle möchte ich all jenen Personen meinen tiefen Dank aussprechen, die auf vielfältige Art und Weise zum Gelingen dieser Dissertation besonders beigetragen haben.

Herrn Prof. Dr. Arwid Dauschies danke ich für die Überlassung des Themas und die jederzeit gewährte, unkomplizierte Unterstützung bei der Anfertigung dieser Arbeit.

Für die überaus freundliche Aufnahme, mannigfaltige Hilfestellungen und regelmäßigen motivierenden Zuspruch während meiner Zeit als „Parasit“ danke ich allen noch aktiven und ehemaligen Mitarbeitern des Institutes für Parasitologie recht herzlich. Besonders hervorheben möchte ich dabei Herrn Dr. Ronald Schmäscke als meinen entomologischen Mentor, Herrn Gert Kunz als wertvollen Ratgeber in allen diagnostischen Fragen und Heidrun Mengel als tatkräftigen Beistand im regelmäßigen Kampf mit dem PC.

Herrn Andreas Richter, der mir in Fragen zur statistischen Auswertung der Versuchsdaten stets geduldig und zuverlässig zur Seite stand, gebührt mein besonderer Dank. Für die Bereitstellung des Testproduktes INDISPRON®P406 und der erforderlichen Materialdaten bin ich Herrn Dr. Jochen Scheffler und der Firma EVONIK Industries zu Dank verpflichtet.

Herrn Thomas Schreiter gilt mein herzlicher Dank für das geduldige Gewähren zahlreicher Freiräume, die mir die Anfertigung und den Abschluss dieser Dissertation neben meiner Praxistätigkeit überhaupt erst ermöglichten.

Meinen lieben Freunden, insbesondere Conny, Sebastian, Inke und Viktor, danke ich für all die vielen großen und kleinen Dinge, mit denen Ihr mir das Durchhalten erleichtert habt – sei es ein Dach über dem Kopf, zahlreiche zerstreute Abende in „unserem“ Leipzig, unermüdlichen Aufmunterung und, und, und... . Danke einfach dafür, dass es Euch gibt!

Von ganzem Herzen möchte ich meiner Familie danken, der diese Arbeit auch gewidmet ist. Dank Euch und Eurer immerwährenden und selbstlosen Unterstützung bin ich dahin gekommen, wo ich heute bin, bin ich das geworden, was ich bin.

Schließlich gilt mein Dank Lydia - für Deine Liebe und Geduld, Deine beharrliche Motivation („Steter Tropfen höhlt den Stein!“) und das Ertragen meiner Launen und Macken ;o).